ΕΤΟΣ 6 ANNÉE 1952 2 ΤΕΥΧΟΣ FASCICULE

ΧΡΟΝΙΚΑ
ΤΟΥ
ΜΠΕΝΑΚΕΙΟΥ ΦΥΤΟΠΑΘΟΛΟΓΙΚΟΥ ΙΝΣΤΙΤΟΥΤΟΥ

ANNALES
DE L'
INSTITUT PHYTOPATHOLOGIQUE BENAKI

ΚΗΦΙΣΙΑ-ΑΘΗΝΑΙ

HEALTH MYCOLOGICAL
11 DEC 1953

SOMMAIRE

Page

SAREJANNI J. A. et A. J. PAPAÏOANNOU: La pathologie des mycoses à Macrophoma des olives 37

DÉMÉTRIADÈS S. D.: Études sur la biologie du *Sclerotinia sclerotiorum (Lib.) Massee.* II. L'utilisation de diverses sources de carbone 51

ZACHOS D. G.: Un cas de parasitisme des graines du pois-chiche *(Cicer arietinum L.)* par le *Stemphylium botryosum Wallr.* 60

APOSTOLIDÈS C. A.: Contribution to the mycological flora of Greece 62

ZACHOS D. G.: Un cas d'attaque du pois par le *Cylindrosporium pisi Berger* 79

KOUYEAS V. S.: The Foot-Rot of Pistachio Tree *(Pistacia vera L.)* 81

ZACHOS D. G.: Catalogue commenté des champignons et virus rencontrés sur les plantes cultivées en Grèce 88

ΧΡΟΝΙΚΑ
ΤΟΥ
ΜΠΕΝΑΚΕΙΟΥ ΦΥΤΟΠΑΘΟΛΟΓΙΚΟΥ ΙΝΣΤΙΤΟΥΤΟΥ
ANNALES
DE L'
INSTITUT PHYTOPATHOLOGIQUE BENAKI

ΕΤΟΣ 6 ANNÉE 1952 ΤΕΥΧΟΣ 2 FASCICULE

LA PATHOLOGIE DES MYCOSES A MACROPHOMA DES OLIVES

par

J. A. SAREJANNI et A. J. PAPAÏOANNOU

Tous ceux qui se sont occupés autant soit peu des maladies de l'olivier, en Italie, en Espagne, en Grèce, connaissent l'affection des olives, qui est associée avec la présence fréquente des pycnides d'un champignon, plus connu dans la pratique sous son nom ancien de *Macrophoma dalmatica (Thüm.) Berlese et Voglino.* En 1934 Gigante (4) en étudiant le champignon en cultures pures, transporta ce parasite au genre *Sphaeropsis* d'où sa dénomination de *S. dalmatica (Thüm.) Gigante,* qui semble aujourd'hui quasi officielle; elle fut aussi adoptée par les rédacteurs de la « Review of Applied Mycology ».

Tout au début de nos études, nous avons voulu nous occuper uniquement de la mycose ci-dessus mentionnée, qui est, pour ainsi dire, classique et est décrite dans nos traités (1), (9). Dans le cours pourtant de notre travail nous nous sommes aperçus, que ce qu'on a coutume d'appeler *Macrophoma* ou *Sphaeropsis dalmatica* n'est pas à proprement parler une espèce unique, mais un amalgame d'espèces qui passent toutes par un stade Macrophoma. Dans la présente étude nous comprenons aussi sous la dénomination commune des mycoses à Macrophoma, une maladie spéciale des olives que le premier de nous a décrite, il y a déjà quelques années (12); il s'agit d'une mycose qui a pour pathogène le *Septoriella oleae Sarejanni.*

Dans une étude que nous publierons très prochainement nous nous occuperons de la description et de la position systématique des champignons, qui causent ces mycoses des olives. Dans le présent travail nous bornerons nos intérêts uniquement à l'étude de la pathologie de ces maladies, qui semble identique quelque soit l'espèce fongique, qui joue le rôle de pathogène. En effet non seulement les faciés sous lesquels ces mycoses se présentent sont identiques, mais aussi l'infection chez ces différentes maladies semble se faire suivant le même schéma. Les processus pathologiques enfin dans toutes ces mycoces se déclenchent, évoluent et sont influencés par le même facteur: l'eau dont dispose la plante au moment de l'attaque. Ces nombreux points communs de ces maladies nous ont convaincu de les réunir dans la même étude.

LES FACIÉS DE LA MALADIE

En Grèce ces mycoses se présentent sur olives sous trois faciés différents:

1) Le premier de ces faciés est de beaucoup le plus fréquent; c'est le seul décrit dans les Traités classiques (1), (9). La maladie sous cette forme est connue dans plusieurs localités de la Grèce sous le nom de «xerovoula», ce qui veut dire «tache sèche de forme ronde» (Fig. 1 a et b). Cette tache correspond exactement au faciés décrit pour d'autres fruits par les auteurs Anglosaxons sous le nom de «bird's eye» (6) ou «œil d'oiseau».

Au début apparaît sur le fruit un anneau rouge plus ou moins rond, ou légèrement elliptique, diffus par places, d'une épaisseur à peine supérieure à 1 mm. Les tissus de l'aire limitée par l'anneau s'affaissent bientôt, et blanchissent en perdant leur chlorophylle. Cette tache chlorotique en évoluant devient nécrotique: ses tissus meurent et les membranes de leurs cellules se subérisent; elles se colorent par le Sudan III. Cette subérisation ne se borne pas à affecter les tissus superficiels du fruit mais avance profondement dans la drupe.

Au début de l'affection on peut distinguer dans la partie alterée, qui est encore relativement molle et juteuse: des cellules subérifiées, des galeries ou même des larves d'insectes, et d'hyphes mycéliennes libres et en grand nombre.

En fin de saison, ou plus tard encore, la partie alterée des fruits tombés par terre, est dure, sèche, compacte, sans galeries internes; elle est formée d'une matière brune, qui semble être composée d'un

melange de cellules subérifiées de l'hôte et d'éléments sclérotiques fongiques. Tandis que sur les fruits frais la partie altérée forme une tache profondement affaissée et déprimée, sur les fruits secs cette partie altérée devient une forte proéminence ; c'est que les parties saines en se desséchant finissent par ne plus former qu'une mince pellicule, tandis que les parties altérées ne sont guère influencées par le temps, car elles ont très peu d'eau à perdre. L'altération des tissus des taches sèches ne se limite pas à la surface mais avance profondement jusqu'au noyau. On peut le constater sur les olives malades, tombées sur le sol et attaquées par les fourmis, qui enlevent et emportent toutes les parties saines du fruit et laissent sur place le noyau, qui porte sur lui une colonne massive de tissus sclérosés (Fig. 5).

La superficie des taches fraiches, qui est au début blanchâtre prend plus tard une coloration isabelle, qui persiste plus ou moins longtemps. Plus tard cette superficie devient argentée (Fig. 1 b). Cette dernière décoloration est due au décollement de la cuticule, qui se sépare par places du fruit et laisse sous elle s'infiltrer une mince couche d'air. Cette cuticule décollée en se desséchant ne tarde pas à s'exfolier, de sorte que la tache déprimée sous sa forme définitive a une coloration brune plus ou moins foncée et brillante en surface. A peu près au moment de l'exfoliation de la cuticule, la zone rouge à pigments anthocyaniques qui entoure la tache affaissée, disparaît.

Les diamètres des taches varient de 2 à 6 mm. On trouve, d'habitude, une seule tache par fruit, mais il n'est pas rare d'en trouver 2, 3 ou même, très rarement, jusqu'à 7 taches par fruit ; ces taches nombreuses ne sont pas toujours confluentes.

Dans l'aire de la tache on peut observer, souvent mais pas toujours, à l'œil nu ou à la loupe, quelques pycnides éparpillées sans ordre. Ces pycnides sont enfoncées dans la chair du fruit et seulement leur sommet ostiolé réussi plus tard, à percer la surface.

A la loupe ou mieux au binoculaire, on peut remarquer dans l'aire de la tache la déchirure de l'oviducte d'un individu de *Dacus oleae Rossi* qui est venu déposer son œuf. En examinant plusieurs centaines de fruits attaqués provenant de différentes localités, et cela pendant plusieurs années de suite, nous croyons pouvoir affirmer, que les taches sèches ne peuvent apparaître sans l'intervention du Dacus, qui prépare au moins la porte d'entrée au Macrophoma. Nous sommes en cela complètement d'accord avec Koronéos (5), dont l'affirmation est catégorique sur ce point. Riccardo (11) dans une étude plus ancienne prétendait, qu'il avait eu l'occasion d'examiner des olives

attaquées par le Macrophoma, qui ne portaient pas trace de piqûres d'insectes. Dans nos recherches nous avons aussi trouvé quelques fruits qui ne semblaient pas piqués, mais leur examen attentif au binoculaire nous a toujours révélé que la déchirure — qui est toujours longitudinale – existait en réalité mais était parfois masquée, car l'oviducte de l'insecte en sortant du fruit ramenait dans certains cas l'épicarpe déchirée jusqu'au niveau des tissus intacts.

Suivant les années la maladie commence à apparaître dans les oliveraies à la fin juin, en juillet, en août ou même plus tard dans la saison. En général après l'apparition des pluies d'automne, il est difficile de rencontrer des attaques récentes. Un grand nombre de fruits atteints se détachent et tombent par terre prématurément dans le courant de l'été ou de l'automne, mais une partie reste attachée sur l'arbre. On a eu l'occasion de voir à Corfou en décembre un arbre couvert de fruits, dont presque tous portaient des taches sèches, qui n'étaient pas de formation récente. Cette mycose ne fait généralement pas des dégâts importants aux variétés à huile, qui semblent d'ailleurs plus résistantes, parce qu'elles sont moins souvent attaquées. Dans ces variétés seules les olives tombées prématurément sont une perte totale; mais étant donné que ces fruits sont attaqués en même temps par le Dacus et le Macrophoma il est difficile de se prononcer auquel de deux parasites on doit attribuer cette chute. Dans les variétés à huile, les fruits qui restent attachés jusqu'à la récolte sont utilisés à l'huilerie, car seule leur partie subérisée ne contient pas d'huile. La maladie est autrement grave pour les variétés à gros fruits de conserve. Ces variétés sont non seulement plus fréquemment et plus abondamment attaquées par le champignon, mais pour elles la mycose a aussi des conséquences économiques importantes. Tout fruit attaqué est dans ces cas une perte totale, car même s'il reste attaché jusqu'à la récolte sur l'arbre, il ne peut être envoyé à la consommation sans risque de détériorer la qualité du produit. Les olives à gros fruits sont d'un autre côté très pauvres en huile, pour être utilisées avec profit à l'huilerie, si elles sont très endommagées.

Cette mycose apparaît par épidémies. Il y a des années à Macrophoma et des années où la maladie est presque absente. Koronéos (5) mentionne le 1933 comme année à Macrophoma pour la région du Pélion.

2) Le second faciés de ces mycoses est une pourriture brune du fruit tout à fait analogue aux pourritures que cause le *Monilia laxa*, par exemple, sur les fruits à noyaux ou sur pommes. Au début appa-

raissent sur les fruits verts ou déjà noircis et près de leur maturité, des taches informes et huilées d'une couleur sale et vaguement grisâtre, qui semble indiquer des altérations des tissus profonds et non des tissus superficiels; ces taches rapellent à ce premier stade les altérations que causent les *Phytophthoras sp.* aux tomates ou citrons (Fig. 2). En évoluant ces taches s'unissent pour former une tache unique, franchement brune — d'un brun sombre — qui couvre progressivement tout le fruit. Les olives atteintes, qui semblent plus turgescentes, plus gonflées que les fruits sains, ne tardent pas à se détacher et à tomber. Sur le sol ou au laboratoire ces fruits commencent, après quelques jours à se dégonfler, à se rider, et très souvent, pas toujours, à se couvrir de pycnides. A première vue ces pycnides semblent équidistantes et séparées les unes des autres par des espaces vides d'un millimètre environ. A la loupe pourtant (Fig. 3) ou au binoculaire on s'aperçoit que cette équidistance n'est qu'apparente, et vraie seulement grosso modo, car on découvre souvent dans les espaces vides des pycnides non suffisamment développées ou des pycnides accolées ou même des pycnides unies dans un même stroma à plusieurs chambres séparées par un pseudoparenchyme, comme dans les champignons du genre *Dothiorella.*

Nous ne savons pas si ce faciés de la maladie a été déjà décrit par Berlese et Voglino, qui ont créé l'espèce *Macrophoma dalmatica,* car nous n'avons pas eu l'occasion de consulter leur travail original. En tout cas c'est Koronéos qui le premier attira l'attention du premier de nous sûr ce faciés, en nous envoyant à plusieurs reprises des échantillons d'olives présentant cette forme de la maladie; de ces échantillons, qui ne présentaient pas à leur surface des pycnides, nous avons toujours isolé en culture des champignons, qui avaient les caractères du *Macrophoma dalmatica.* Ce faciés est d'ailleurs connu des cultivateurs de la région de Pélion, qui lui donnent les noms de «sapovoula» et de «sapila», termes qui peuvent se traduire respectivement par «tache pourrie» et «pourriture». Ce faciés peut apparaître tôt à la mi-août, mais n'est vraiment fréquent qu'en automne. En Attique nous ne l'avons jusqu'ici rencontré qu'après l'apparition des pluies, sauf chez les oliviers irrigués où il apparaît beaucoup plus tôt.

Sur les fruits présentant ce faciés de pourriture brune on peut distinguer généralement la déchirure de la déposition de l'œuf du Dacus. Dans quelques rares cas cette déchirure semble totalement absente.

3) Le troisième faciés est une combinaison des deux précédents;

sur des olives attaquées on y remarque non seulement la tache sèche avec la déchirure de l'oviducte du Dacus, mais aussi la pourriture brune qui s'étend sur la partie non subérisée du fruit, qui se couvre aussi de pycnides. Ce faciés est généralement rare, mais se présente assez souvent certaines années, comme en 1952 en Attique par exemple.

LES MODES D'INFECTION

Les entomologistes croyaient, il n'y a pas très longtemps encore, que la tache sèche était une affection des fruits, entièrement causée par une cécidomyie, le *Prolasioptera berlesiana (Paoli)*, qu'ils trouvaient presque toujours associée à la tache sèche. Gigante (4) en inoculant expérimentalement des fruits d'olives soit sur l'arbre, soit détachés de la plante mère, a démontré qu'aussi bien la «tache sèche» que la forme «pourriture», dont il ne semble pas soupçonner l'existence dans les conditions naturelles en plein champ, sont toutes les deux causées par son *Sphaeropsis dalmatica;* cet auteur ne s'occupe pas du tout de la cécidomyie. Koronéos (5) le premier et plus tard Silvestri (14) regardent le *Dacus oleae* comme la cause première de la maladie; c'est par la fente de l'oviducte de cette mouche des olives que rentreraient aussi bien le Prolasioptera que le Macrophoma. Ces deux entomologistes regardent le Prolasioptera comme un parasite de la larve du Dacus. Silvestri même, dans un travail que nous ne connaissons pas de visu et qui est cité par Morettini (8), considère le Prolasioptera comme le porteur des germes du Macrophoma.

Afin d'eclaircir les points obscurs de cette infection et pour coordonner les données récentes des entomologistes avec la biologie de nos Macrophoma, nous avons cru opportun de reprendre l'étude de la question.

Tous nos essais d'infection directe, soit par la pulvérisation des fruits par une suspension de spores dans l'eau, soit par l'immersion des olives dans une suspension de spores dans l'eau, furent tous négatifs. Au contraire les infections réussissent presqu'à coup sûr, si on injecte aux fruits une suspension de spores au moyen d'une syringue. De même, on a des infections positives, quand on introduit des fragments de mycélium dans les blessures de piqûres d'aiguille sur les fruits. Nos champignons donc, semblent bien être des **parasites de blessures,** ce qui explique pourquoi: toujours sur la forme «tache sèche» et presque toujours sur les «taches pourries», existent les piqûres de l'oviducte du Dacus sur les fruits attaqués par ces champi-

gnons. Le champignon de ces mycoses rentrerait donc par les blessures que cause cet insecte.

Si l'on envisage la question du point de vue mycologique, on doit aussi tenir compte du fait que ces Macrophoma forment des myxospores, qui comme Mason (7) l'a signalé pour d'autres champignons, ne peuvent se libérer que par temps humide, quand le mucus qui entoure ces spores se gonfle, pousse ces dernières vers l'ostiole et les oblige de sortir. Si l'on exclue la libération de ces myxospores par temps sec – ce qui est un fait – comment peut-on expliquer les infections des olives, qui se succèdent en vagues successives pendant toute la durée de l'été sans qu'aucune pluie n'intervienne; tel était par exemple le cas en Attique en 1952, quand, pendant plus de trois mois, aucune précipitation atmosphérique, pas même une rosée, n'est venue interrompre le temps sec. Les champignons, en culture du moins, et sur différents milieux, ne semblent pas pouvoir former d'autres espèces de spores. Les infections par temps sec, qui s'observent en grand nombre, s'expliquent très bien si on admet, que les insectes non seulement préparent l'entrée des champignons par leur piqûres, mais aussi qu'ils transportent in situ les inocula.

Il ne paraît pas probable que le *Dacus oleae* transporte, habituellement du moins, les spores du champignon au champ d'infection, car sur les arbres à nombreux fruits attaqués par cette mouche des olives, une partie seulement des fruits sont infectés par nos Macrophoma. D'un autre côté les entomologistes, aussi bien Koronéos (5) que Silvestri (14), sont d'accord que dans presque toutes les olives attaquées par le Macrophoma on trouve, soit des larves de *Prolasioptera berlesiana*, soit des chambres formées par cet insecte avant sa sortie du fruit. Koronéos signale, que dans quelques rares cas et seulement dans «des taches sèches d'un certain âge», a trouvé la piqûre du Dacus mais pas de trace de chambre de cécidomyie. Ces cas peuvent s'expliquer fort bien par le fait que nos champignons sont capables de former, et forment en effet, aussi bien en culture que sur fruits, des tissus sclérotiques. Ces tissus sclérotiques comblent les vieilles chambres de la cécidomyie; nous avons eu l'occasion maintes fois de constater sur les vieilles taches la présence de ces tissus sclérotiques sans plus trace de galerie d'insecte.

Les faits examinés jusqu'ici incitent à déduire que la maladie dépend du concours de trois facteurs différents: du *Dacus oleae* qui ouvrirait la blessure par où le champignon peut entrer, de la cécidomyie *(Prolasioptera berlesiana)* qui apporterait les inocula nécessaires, du

champignon qui causerait aussi bien la «tache sèche» que la «tache pourrie», comme l'a démontré déjà Gigante (4) et comme nous l'avons vérifié à maintes reprises nous mêmes. Que la cécidomyie suive les attaques du Dacus n'a rien d'extraordinaire du moment que le *Prolasioptera berlesiana* est un parasite de la mouche des olives, comme les entomologistes (5), (14) sont d'accord aujourd'hui à l'admettre. Mais on peut se demander où la cécidomyie peut trouver les fragments de mycelium ou les spores qui peuvent servir d'inocula.

La larve du Prolasioptera—d'après Silvestri (14)—en sortant des fruits continue à se développer dans le sol où elle se transforme en poupe, d'où sort après l'insecte parfait, qui pond ses œufs soit sur les olives attaquées par le Dacus, soit sur d'autres plantes hôtes capables de l'héberger. La cécidomyie donc pourrait rencontrer le champignon, dont elle transporterait les inocula aux olives :

1° Au sol, qui s'infecterait par les olives malades, qui se détachent de l'arbre et tombent par terre. Le sol pourrait s'infecter même à une certaine distance des oliviers, car, comme nous l'avons déjà cité, les fourmis sont très friants des olives attaquées qui présentent soit les symptômes de la « tache sèche » soit ceux de la « tache pourrie ». Les fourmis dépecent les fruits affectés, dont elles transportent les miettes dans leurs fourmilières.

2° Sur les branches ou les rameaux d'olivier, où les insectes doivent se poser avant de pondre leurs œufs sur olives attaquées par le Dacus. Des rameaux, des branches et même du tronc de l'olivier nous avons à maintes reprises eu l'occasion d'isoler des champignons analogues à nos Macrophoma des mycoses des fruits. Par des inoculations expérimentales d'ailleurs, nous avons réussi à démontrer que ces champignons peuvent former des pycnides sur les rameaux.

3° Sur des plantes hôtes inconnues autres que l'olivier. Silvestri (14) prétend que: « Depuis l'automne d'une année jusqu'au printemps de l'année suivante cette cécidomyie vit sur d'autres plantes spontanées qu'on trouve dans les oliveraies ou proches de celles-ci ». Cet entomologiste arrive à cette conclusion parce qu'il n'a pas réussi à trouver les insectes sur olives de novembre en mai. Il est donc probable que sauf les oliviers et le sol, d'autres plantes pourraient servir de foyers d'infection de nos Macrophoma. Mais pour que cette hypothèse présente des chances d'être vraie, il est indispensable que nos champignons soient polyphages. Afin de vérifier cette dernière supposition nous avons essayer d'étudier l'extension du pouvoir pathogène de nos Macrophoma des olives. Et à cet effet nous avons expé-

rimentalement inoculé nos champignons sur un grand nombre de plantes. Ces inoculations furent pour la plupart des cas positives à condition qu'on eût introduit les inocula – pycniospores ou mycélium – par des blessures, soit à des tissus vivants des fruits, soit à des tissus des rameaux.

Nos inoculations expérimentales provoquèrent une pourriture brune grave avec formation de nombreuses pycnides – apparemment équidistantes – qui couvraient toute la surface des fruits suivants: raisins, pommes, poires, citrons, oranges (Fig. 6, 7 et 8). Les tomates et aubergines inoculées pourrissent également mais sur ces derniers fruits on n'a pas observé la formation de pycnides. Des pycnides au contraire se formèrent sur des rameaux vivants d'abricotiers, se trouvant in situ sur l'arbre. On peut donc considérer nos Macrophoma de l'olivier comme des parasites potentiels d'une foule de plantes cultivées sur lesquelles on ne les a pas jusqu'ici observés. L'introduction donc dans un pays donné d'un insecte – même utile comme le *Prolasioptera berlesiana* qui est considéré comme parasite du Dacus – peut fort bien faire apparaître une maladie cryptogamique qui n'existait pas avant; un tel insecte pourrait transformer un parasite potentiel en parasite agissant.

Nous considérons le *Prolasioptera berlesiana* comme le porteur de germes le plus fréquent de nos Macrophoma des olives en Grèce, car c'est cette cécidomyie qui sort le plus souvent des olives affectées dans notre pays comme l'affirme Koronéos (5), qui a étudié de près la question. Nous n'entendons pas pourtant que c'est le seul insecte vecteur possible. Nous avons eu une fois l'occasion d'obtenir des olives présentant la «tache sèche» une cécidomyie qui n'était pas le *Prolasioptera berlesiana,* comme nous l'a affirmé de vive voix M. Koronéos qui a eu l'obligeance d'examiner cet insecte. Koronéos d'ailleurs dans son travail (5) écrit, qu'il avait obtenu à plusieurs reprises des olives à taches sèches des cécidomyies, qui n'étaient certainement pas de Prolasioptera mais qu'il n'a pu déterminer, car ses spécimens étaient insuffisants et en mauvais état de conservation. Barnes d'ailleurs dans son Traité (2) cite plusieurs cécidomyies, qui ont été obtenues vivantes des olives pourries. De ces espèces la plus importante semble être l'*Asynapta furcifer Barnes* qui est commun, paraît-il, en Italie, en Chypre, et dont la présence a été signalée même en Grèce, à l'île de Corfou. Il est curieux de constater comment à la présence de plusieurs espèces de Macrophoma sur les pourritures des olives, correspond aussi la présence de plusieurs espèces de cécidomyies. De ces données rappro-

chons l'observation judicieuse de Petri (10), que quoique les mycoses des olives sont nombreuses – dues à plusieurs champignons – chacune d'elles se présente sur un territoire géographiquement limité.

LES FACTEURS DÉTERMINANTS DES PROCESSUS PATHOLOGIQUES

Gigante (4) et à sa suite Petri (10) semblent admettre que le *Sphaeropsis dalmatica :* « a une virulence spéciale... quand il attaque les olives non encore mûres, car à ce moment les cellules de l'épicarpe sont encore susceptibles de se diviser pour donner naissance à un phellogène, qui réussit allors à circonscrire l'aire envahie par le mycélium ». Cette assertion semble comforme à ce qu'on remarque dans les oliveraies, où plus on se rapproche de l'automne plus le nombre des « taches sèches » diminue. Les auteurs précités, comme nous l'avons déjà signalé plus haut, ne semblent pas soupçonner l'existence sur l'arbre du faciés « tache pourrie ».

Afin de vérifier les conclusions des deux auteurs Italiens nous avons cru opportun de les confirmer par des expériences appropriées. Le problème nous a paru intéressant car les faciés « tache sèche » et « tache pourrie » sont fréquents non seulement sur olives mais aussi sur d'autres fruits (raisins etc.) du moins dans nos pays méridionaux.

Voici les résultats de nos expériences :

1° Tous nos essais d'inoculations avec des cultures pures de nos Macrophoma sur olives détachées de l'arbre, nous donnèrent invariablement la « tache pourrie » avec, le plus souvent, formation de nombreuses pycnides, apparemment équidistantes, qui couvraient la surface entière des fruits. Nos inoculations furent exécutées à différentes époques ; elles s'échellonèrent dès la fin de la seconde quinzaine d'août, quand les olives étaient encore vertes et loin de leur maturité, jusqu'aux derniers jours d'octobre. Dans ces essais nous nous sommes servis des olives d'arbres se trouvant à Kifissia, dont la cueillètte a généralement lieu dans la première quinzaine de novembre.

2° Les inoculations des olives in situ sur l'arbre, qu'on a exécuté vers la fin d'août 1952 nous donnèrent la « tache sèche », tandis que les inoculations des fruits du même arbre, qu'on avait détachés et transportés au laboratoire, nous ont donné la « tache pourrie ».

3° Le 27 octobre 1951, un rameau d'olivier portant de nombreux fruits proches de leur maturité, fut coupé de l'arbre et placé au laboratoire dans un vase d'eau. On a inoculé un certain nombre de fruits de ce rameau avec des cultures de Macrophoma. Quelques uns

des fruits ainsi infectés donnèrent la « tache sèche » (Fig. 4). Les fruits coupés le même jour et du même arbre présentèrent, après inoculation expérimentale, le faciés « tache pourrie ».

Le fait qu'on peut obtenir expérimentalement le faciés « tache pourrie » au début d'août et le faciés « tache sèche » à la fin octobre, montre bien que l'apparition de l'un ou de l'autre de ces deux processus pathologiques ne dépend pas directement, ni du degré de maturation des fruits, ni de la température ambiante.

Le fait qu'on obtient toujours dans nos inoculations expérimentales le faciés « tache pourrie » sur les olives détachées de l'arbre, et le faciés « tache sèche » chez les olives attachées à l'arbre ou se trouvant sur un rameau coupé et mis en vase dans l'eau au laboratoire, fait penser aux conclusions des expériences de Bartholomew (3) sur l'endoxérose des citrons, que Savastano (13) a vérifié pour les olives. Ces auteurs ont en effet démontré que quand la transpiration est très élevée et plus forte que l'absorption, les feuilles font appel à l'eau des fruits, qui leur servent de magasin, de réserve d'eau ; les fruits détachés se fanent plus lentement—se rident moins vite (olives) ou se dessèchent intérieurement plus lentement (citrons)—que les fruits séjournant à leur place sur l'arbre ou les fruits qui restent attachés sur des branches coupées et transportées au laboratoire, quand la température est élevée ou quand d'autres causes portent d'entraves à l'absorption. Par ailleurs on connait des données de la Physiologie générale l'importance qu'a la carence d'eau sur la naissance des phellogènes. On sait que l'abaissement des températures qui diminuent l'absorption des racines en automne, ainsi que la sécheresse de l'été, peuvent tous les deux provoquer une chute saisonière ou prématurée des feuilles en favorisant la création d'un phellogène à la base des pétioles. Le premier de nous a eu autrefois l'occasion de remarquer au cours d'expériences non publiées sur le *Pseudomonas tabaci (Wolf et Foster) Stapp*, l'importance du rôle de l'eau sur la naissance des phellogènes pathologiques. Quand on enlevait 24 à 48 heures après l'inoculation les cloches qui couvraient les plantes adultes de tabac en pots abondamment arrosés, on y voyait apparaître, à la fin de la période d'incubation, sur les feuilles infectées des taches chlorotiques, qui évoluaient plus tard en nécrotiques. Ces taches dans les pots découverts cessaient bientôt à s'élargir car en atmosphère sèche s'entouraient d'un phellogène qui mettait fin à leur progression et empêchait l'avance de la bactérie. En plein champ les diamètres des taches nécrotiques que cause cette bactérie, varient suivant les années et l'humidité du sol.

Dans nos expériences quand on laissait très longtemps couvertes par les cloches les plantes dont les feuilles avaient été infectées, on ne voyait pas naître le phellogène autour des taches. En atmosphère humide l'avance de la bactérie n'était pas entravée. Les bactéries continuent à progresser sans cesse et finissent par ronger le limbe, qui disparaît entièrement sans laisser de traces. La bactérie commence après, de proche en proche, à attaquer le pétiole.

Des considérations ci-dessus et des résultats de nos expériences nous croyons pouvoir conclure que notre faciés « tache sèche » est la réponse appropriée du fruit, quand il y a infection de champignon mais en même temps appel d'eau de la part des feuilles, à cause de la transpiration élevée. En s'approchant de l'automne le faciés « tache pourrie » devient plus fréquent. A cette saison les pluies surviennent habituellement mais aussi la transpiration devient moins intense à cause de la baisse de la température. Le fait qu'on trouve en août certaines années quelques « taches pourries » à côté des « taches sèches » ne contredit pas nos conclusions, car on sait que tous les organes aériens ne transpirent pas avec la même intensité; les feuilles par exemple qui sont au soleil et celles qui sont à l'ombre ne perdent pas à cause de la transpiration les mêmes quantités d'eau. Les fruits voisins aux feuilles se trouvant au soleil doivent être exposés à des appels d'eau plus pressants, et seraient plus préparés de répondre à l'infection par le faciés de la « tache sèche ».

Certaines années notre troisième faciés, celui de la combinaison des faciés « tache sèche » et « tache pourrie » sur le même fruit, est fréquent. Sans doute pendant ces années les fluctuations des appels d'eau ne doivent pas permettre au phellogène d'encercler complètement par des tissus subéreux la région envahie par le mycélium. Le champignon réussirait dans ces cas à envahir par les brèches la partie encore saine du fruit.

Dans notre partie descriptive des faciés observés, nous avons souligné le fait que tandis que sur les « taches sèches » on trouve toujours la porte d'entrée du champignon — la piqûre de l'oviducte du Dacus — dans quelques rares cas on ne trouve pas trace de piqûre d'insecte sur certaines « taches pourries ». Nous croyons probable que dans ce cas l'infection se fait de l'intérieur, du pédoncule de l'olive atteinte, qui serait à son tour infecté par l'avance du mycélium venant d'un fruit voisin et présentant le faciés « tache pourrie ». Il ne nous a pas été facile de démontrer directement notre présomption, car les grappillons des olives ne s'y prêtent pas à ce genre d'essai. Ces grap-

pillons se composent en effet de très peu de fruits, dont seule une partie reste attachée à maturité sur l'arbre. Très souvent d'ailleurs si on infecte un de ces rares fruits attachés au grappillon en automne, qui est la saison propice pour l'apparition des « taches pourries », ce fruit tombe très tôt, avant qu'il soit couvert entièrement par la pourriture brune. Ces difficultés techniques de la reproduction expérimentale de la maladie, expliquent pourquoi on trouve si rarement dans les conditions naturelles cette forme de pourriture sans blessure.

Une preuve indirecte de notre présomption nous a été fournie par l'infection des grappes de raisins par un Macrophoma des olives (Fig. 7 et 8). En inoculant un grain sur ces grappes se trouvant attachées à la vigne en automne, on voit non seulement le grain infecté pourrir et se couvrir de pycnides, mais les grains voisins et même la rafle entière s'infecte par l'avance du mycélium à l'intérieur des tissus.

MOYENS DE LUTTE

Puisque les inocula de ces mycoses semblent se transporter à l'intérieur du fruit par l'entremise des cécidomyies, qui rentrent elles mêmes directement par la blessure que fait aux olives l'oviducte du Dacus, il ne semble pas, aujourd'hui du moins, possible qu'on puisse protéger nos olives en les couvrant d'un fongicide. Cet anticryptogamique ne pourrait que protéger la surface des fruits, et laisserait complètement sans défense le véritable champ d'infection qu'est la galerie de la larve du Dacus.

D'un autre côté on ne peut pas songer à agir sur les foyers d'infection de ces maladies, qui se trouveraient au sol, sur les branches et les feuilles de l'olivier ou d'autres plantes hôtes, encore hypothétiques où la cédidomyie rencontrerait les inocula de ces champignons, qu'elle transporterait après sur les fruits.

Empêcher la création de blessures par où le champignon peut seulement entrer, détruire le Dacus qui provoque ces blessures, est le seul moyen de lutte qu'on peut aujourd'hui envisager, si l'on tient compte de nos connaissances sur ces maladies.

BIBLIOGRAPHIE

[1] *Arnaud G. et M.* Traité de Pathologie Végétale. Tome I. Paris 1931.

[2] *Barnes, H. F.* Gall midges of economic importance. Vol. III, Fruit, pp. 100-108. London 1948.

[3] *Bartholomew, E. I.* Internal decline of lemons III. Water deficit in lemons fruits caused by excessive transpiration. Am. J. Bot. XII, pp. 102-107, 1926.

[4] *Gigante, R.* Ricerche sulla morfologia, la biologia e la posizione sistematica del fungo che e stato descritto come «Macrophoma dalmatica». Boll. R. Staz. Patol. Veg. N. S. XIV, pp. 125-171, 1934.

[5] *Koronéos, J.* Les insectes de l'olivier dans le Pélion. Athènes 1939.

[6] *Luttrel, E. S.* Botryosphaeria ribis perfect stage of the Macrophoma ripe rot of Muscadine grapes. Phytopath. XXXVIII, pp. 261-263, 1948.

[7] *Mason, E. W.* Annotated account of fungi received of the Imperial Mycological Institute List III, fasc. 1-3, Kew 1928-1937.

[8] *Morettini, A.* Olivocultura. Roma 1950.

[9] *Petri, L.* Le malattie del'Olivo. Firenze 1915.

[10] *Petri, L.* Micosi delle Olive. Il Progresso Vinicolo, XXV, pp. 37-39, 1949.

[11] *Riccardo, S.* Secondo contributo allo studio di una malattia che daneggia le olive in Calabria ; Macrophoma dalmatica (Thüm.) Berl. et Vogl. Ann. R. Istit. Sup. Agr. di Portici. Ser. III, VI, pp. 209-216, 1933 (in R.A.M., XII p. 707, 1933).

[12] *Sarejanni, J. A.* Un nouveau parasite des olives. Ann. Inst. Phytopathol. Benaki, II, pp. 86-88, 1936.

[13] *Savastano, Giulio.* Ricerche fisiologiche sul raggriuzimento delle druppe dell' Olivo. Boll. R. Staz. Patol. Veg. N. S., Vol. XIX, pp. 79-114, 1934.

[14] *Silvestri, F.* Contribution à la biologie de la petite cécidomyie des olives (Prolasioptera berlesiana Paoli) en Italie. Mon. Intern. Prot. Plant. XIX, pp. 73-76, 1945.

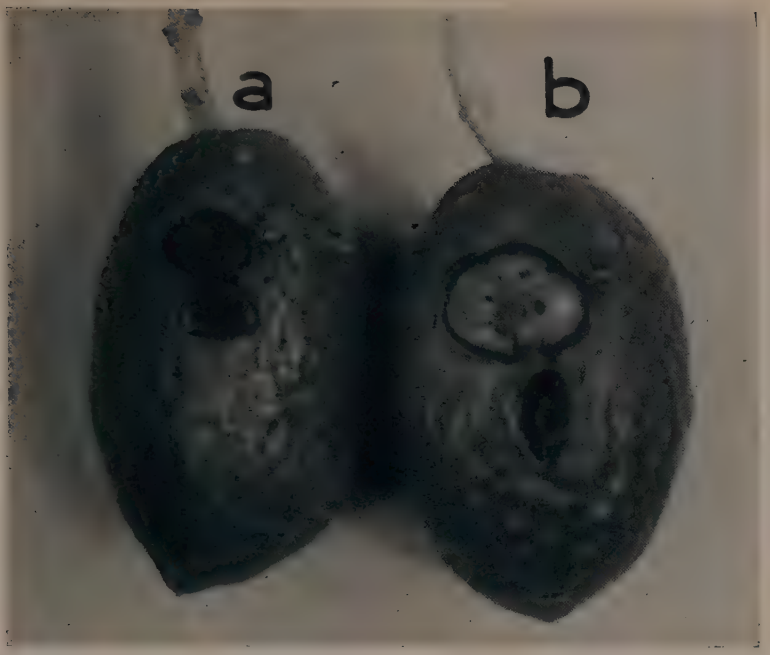

Fig. 1. «Tache sèche» sur olives inoculées avec une culture pure de «Macrophoma» pendant qu'elles se trouvaient encore attachées à l'arbre ; on distingue nettement les piqûres d'aiguille par où on a introduit le champignon. a: la cuticule a été exfoliée naturellement dans l'aire détériorée. La tache a pris, de ce fait, sa coloration définitive brun sombre. b: La cuticule s'est décollée mais elle se trouve toujours sur place, d'où la coloration d'un gris argenté de la tache. On distingue trois pycnides dans l'aire de la tache et la zone rouge qui entoure cette dernière.

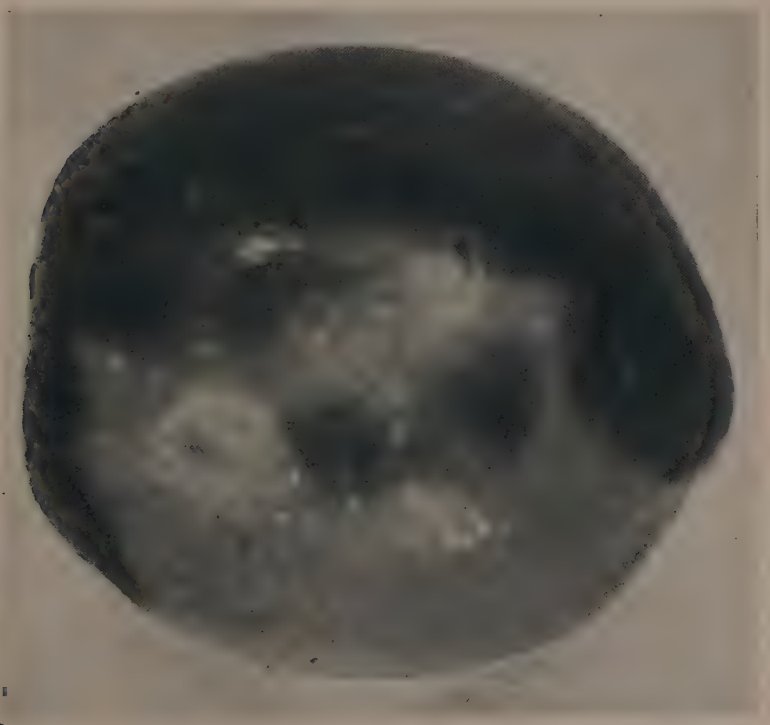

Fig. 2. «Tache pourrie» au premier stade, avant la formation des pycnides.

Fig. 3. Vue à la loupe d'une «tache pourrie» au second stade, après la formation des pycnides, qui macroscopiquement apparaissent equidistantes.

Fig. 4. «Tache sèche» sur olive inoculée pendant qu'elle se trouvait sur un rameau coupé et transporté au laboratoire.

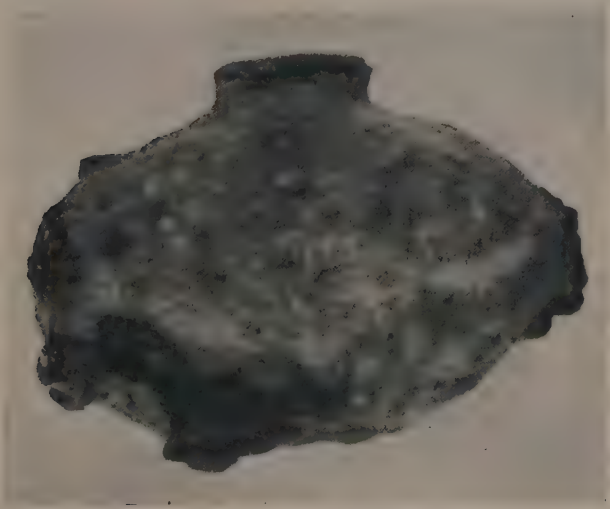

Fig. 5. Olive à «tache sèche» dont la partie non subérisée a été emportée par les fourmis.

Fig. 6. Pomme inoculée expérimentalement avec le Macrophoma des olives. On distingue la formation de pycnides.

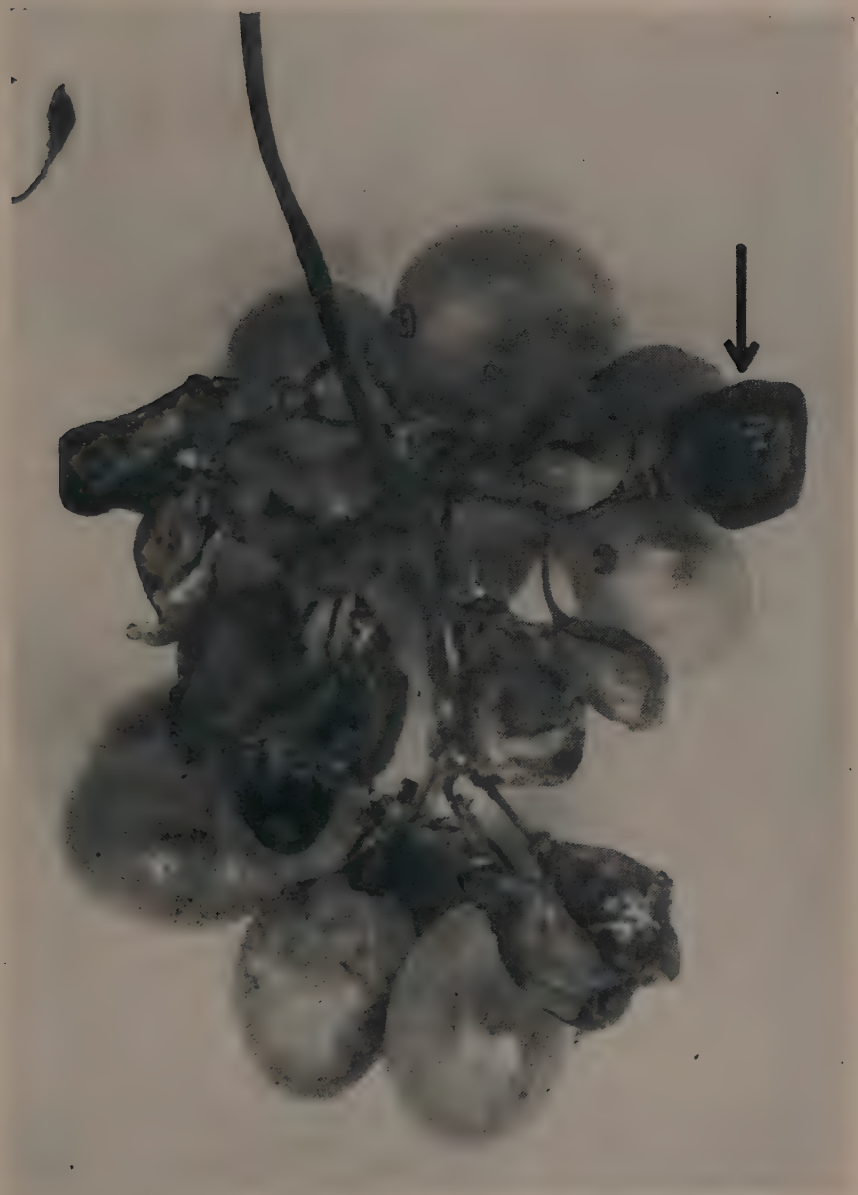

Fig. 7. Grappe de raisin dont un seul grain —indiqué par la flèche— a été inoculé avec un Macrophoma des olives ; on distingue les pycnides sur les grains verts et sur les grains pourris.

Fig. 8. Grappe dont un seul grain a été inoculé avec un Macrophoma des olives. On voit la pourriture avancer sur le «rachis» central de la grappe.

ÉTUDES SUR LA BIOLOGIE DU *SCLEROTINIA SCLEROTIORUM (LIB.) MASSEE.*

II. L'UTILISATION DE DIVERSES SOURCES DE CARBONE

par

STÉPHANE D. DÉMÉTRIADÈS

L'alimentation carbonée des champignons a fait l'objet d'un grand nombre de travaux (14, 16). Elle varie, d'ailleurs, quant à la possibilité d'utilisation de diverses sources de carbone, suivant les espèces étudiées. En poursuivant nos recherches sur la biologie du *Sclerotinia sclerotiorum (Lib.) Massee* (4) nous avons examiné comparativement l'action de quelques substances carbonées sur son développement et sur la formation des sclérotes.

MÉTHODE ET MATÉRIEL

Nous avons utilisé, dans nos expériences la solution minérale de Richard diluée de moitié (KNO_3 5 gr., KH_2PO_4 2,5 gr., $MgSO_47H_2O$ 1,25 gr., $FeCl_3$ 0,01 gr. pour 1000 cc d'eau distillée) à laquelle nous ajoutions, suivant le cas, la substance qui devait servir comme source de carbone. La culture du champignon se faisait dans des fioles coniques en pyrex, d'une capacité de 250 cc contenant 25 cc de solution nutritive, stérilisée à 115° C pendant 20 minutes ou à 100° C pendant 20 minutes et à trois reprises dans le cas de substances qui risquaient de s'hydrolyser à des températures et des pressions plus élevées.

Les substances utilisées sont les suivantes:

a) Hexoses: glucose, levulose, mannose, galactose, b) Disaccharides: saccharose, lactose c) Polysaccharides: amidon soluble, dextrine, glycogène d) Alcools: glycerine. Comme terme de comparaison nous avons considéré la solution à 50 gr. de glucose par litre, ce qui correspond à 20 gr. de carbone Les doses des autres substances furent calculées de manière qu'il y eût la même concentration de carbone par litre.

L'inoculation se faisait au moyen d'un sclérote, d'une grosseur moyenne et approximativement égale pour tous les cas. Les cultures, après une incubation de 20 jours à 22° C, furent filtrées, sechées à 105° C pendant 24 heures, et pesées pour la détermination de la matière sèche, comprenant celle du mycélium et des sclérotes formés. Le nombre de ces derniers était auparavant noté.

Les résultats présentés correspondent à la moyenne de 5 cultures pour chaque cas.

RÉSULTATS

1. **Rendement en matière sèche.** Les résultats concernant le rendement en matière sèche figurent dans le tableau I. L'analyse sta-

TABLEAU I

Production de matière sèche par *Sclerotinia sclerotiorum* se développant sur un milieu synthétique en présence de diverses sources de carbone

No de la série	Source de carbone	Matière sèche en gr. *	Facteur d'utilisation de carbone	Moyenne par groupes équivalents	
				Matière sèche	F.U.C. valeur relative
1	Glucose	0.401	0.801		
2	Levulose	0.426	0.852		
3	Saccharose	0.407	0.814	0.412	1.00
4	Lactose	0.404	0.808		
5	Amidon soluble	0.421	0.841		
6	Galactose	0.327	0.655		
7	Dextrine	0.295	0.590	0.323	0.78
8	Glycogène	0.347	0.694		
9	Mannose	0.151	0.303	0.153	0.37
10	Glycerine	0.155	0.311		

* Moyenne de 5 cultures.

tistique montre que les différences observées entre le glucose, le levulose, le saccharose, le lactose et l'amidon ne sont pas significatives. Elles le sont, par contre, entre les substances mentionnées et le galactose, la dextrine, le glycogène, le mannose et la glycerine. Par ailleurs il y a une différence significative entre le galactose, la dextrine et le glycogène d'une part et le mannose et la glycerine d'autre part.

On peut, par conséquent, grouper toutes ces substances en trois lots distincts (No 1 à 5, 6 à 8 et 9 à 10 de la première colonne du tableau 1) dont les rendements, correspondant à la moyenne des valeurs de chaque série, sont respectivement de 0,412 gr., 0,323 gr. et 0,153 gr. (tableau 1 et fig. 1).

Il en est de même lorsqu'on considère le facteur d'utilisation du carbone proposé par Steinberg (15).

Si l'on associe le mannose et la glycerine, qui individualement ont un maigre rendement, dans des proportions telles que chacune de ces substances soit représentée par la moitié du poids qu'elle avait quand elle était ajoutée seule dans la solution nutritive, on constate que le rendement des cultures s'améliore considérablement (tableau 11, fig. 2).

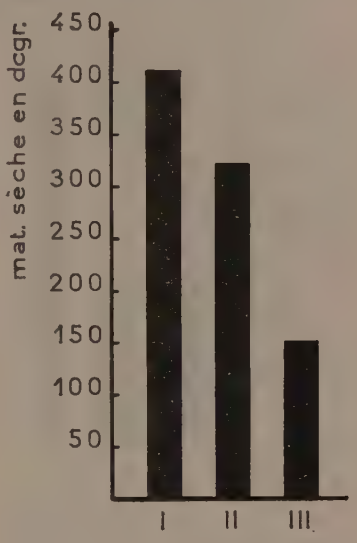

Fig. 1. Rendement en matière sèche du *Sclerotinia sclerotiorum* cultivé sur un milieu synthetique en présence de diverses sources de carbone.
I = Glucose, Levulose, Saccharose, Lactose Amidon.
II = Galactose, Dextrine, Glycogène.
III = Mannose, Glycerine.

2. **Formation des sclérotes.** La formation des sclérotes ne va pas toujours de pair avec le rendement en matière sèche. En examinant les résultats correspondants (tableau III, fig. 3), on constate que les sources de carbone utilisées peuvent encore se classer, suivant la signification des différences, en trois groupes distincts, dont la composition est cependant différente de celle des groupes concernant le rendement en matière sèche.

TABLEAU II

L'action d'un mélange de mannose et de glycerine sur le rendement en matière sèche du *Sclerotinia sclerotiorum*

Source de carbone	Matière sèche en gr.*	Facteur d'utilisation de carbone par rapport au glucose
Mannose	0.151	0.38
Glycerine	0.155	0.39
Mannose + glycerine	0.343	0.86

* Moyenne de 5 cultures.

Ainsi le galactose, la dextrine, le glycogène appartiennent cette fois-ci au groupe du glucose, tandis que l'amidon se montre moins favorable à la formation des sclérotes.

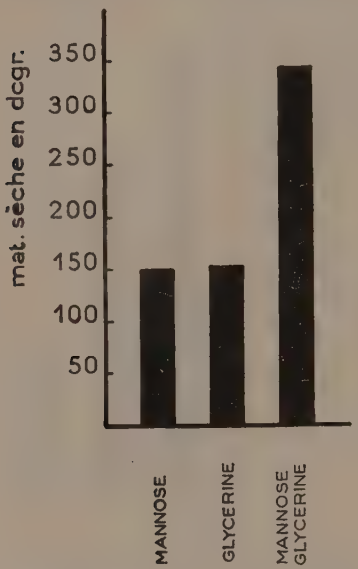

Fig. 2. Le mannose et la glycerine utilisés séparement sont des mauvaises sources de carbone pour le *Sclerotinia sclerotiorum*. En mélange le rendement en matière sèche est considérablement augmenté.

Le mannose et la glycerine arrivent toujours au bas de l'échelle. Le *Sclerotinia sclerotiorum* se montre absolument incapable de former ses sclérotes avec ces deux substances. Il est intéressant à noter que même l'association de celles-ci ne favorise pas davantage la production de sclérotes bien qu'elle manifeste une action nette sur le rendement en matière sèche.

3. **Toxicité du filtrat.** Le filtrat des cultures de notre champignon est toxique pour un certain nombre de plantes (3). Nous avons, de ce fait, voulu examiner si cette toxicité variait dans le cas où l'on utilisait d'autres sources de carbone que le glucose. Dans ce but le filtrat de chaque série, après stérilisation à 115° C pendant 15 min. fut examiné quant à sa toxicité vis-a-vis des plantules d'aubergine arrivées au stade de 6 feuilles, et des pousses tendres de mûrier. La technique utilisée était celle décrite précédemment (3).

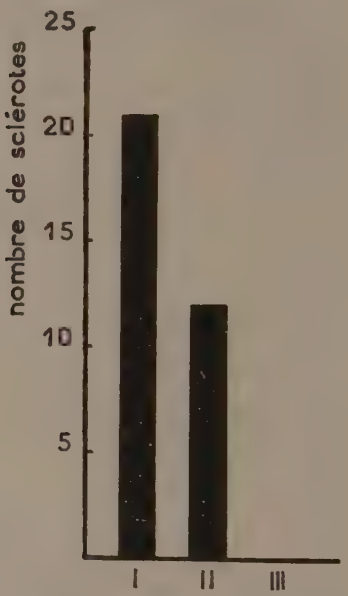

Fig. 3. Influence de la source de carbone sur la formation des sclérotes du *Sclerotinia sclerotiorum* I = Glucose, Levulose, Galactose, Saccharose, Lactose, Dextrine, Glycogène. II = Amidon. III = Mannose, Glycerine, Mannose + Glycerine.

Des résultats de ces essais, rassemblés dans le tableau IV, on constate qu'une toxicité comparable à celle détectée pour le glucoce, se

TABLEAU III

Formation des sclérotes du *Sclerotinia sclerotiorum* en fonction de la source de carbone utilisée

No de la série	Source de carbone	Nombre de sclérotes formés *	Moyenne par groupes équivalents
1	Glucose	26	
2	Levulose	23	
3	Galactose	15	
4	Saccharose	18	21
5	Lactose	19	
6	Dextrine	19	
7	Glycogène	16	
8	Amidon soluble	12	12
9	Mannose	0	
10	Glycerine	0	0
11	Mannose + Glycerine	0	

* Moyenne de 5 cultures.

TABLEAU IV

L'influence de différentes sources de carbone sur la toxicité du filtrat

Source de carbone	Toxicité du filtrat	
	après 20 h.	après 40 h.
Glucose	++	+++
Levulose	++	+++
Saccharose	++	+++
Lactose	++	+++
Galactose	++	+++
Dextrine	++	+++
Glycogène	++	+++
Amidon soluble	+	++
Mannose	—	++
Glycerine	++	+++
Mannose + glycerine	++	+++

+++ = fletrissement complet
++ = » très net
+ = » léger
— = pas de fletrissement

manifeste avec la plupart des autres substances mais qu'elle s'attenue sensiblement dans le cas de l'amidon et du mannose.

DISCUSSION ET CONCLUSIONS

L'étude de la bibliographie relative nous montre que l'utilisation de diverses sources de carbone varie suivant l'espèce du champignon examiné.

Le glucose est généralement considéré comme une très bonne source de carbone bien que les exceptions ne manquent pas. Ainsi *Sphaeronema fimbriatum* (20) et *Fusarium lini* (19) ne se développent pas d'une manière normale lorsque le glucose représente la seule source de carbone dans le milieu. *Sclerotinia sclerotiorum* croît parfaitement avec le glucose en formant un mycélium abondant et des nombreux sclérotes. La concentration optimale de ce sucre pour notre champignon est d'ailleurs supérieure à 50 gr. par litre*.

Le levulose permet le même développement du champignon que le glucose. Il en est d'ailleurs ainsi pour la plupart des espèces utilisées jusqu'à présent par d'autres chercheurs.

Le saccharose se place également au même rang que le glucose et le levulose tant pour le rendement en matière sèche que pour le nombre de sclérotes formés. L'utilisation de ce sucre dépend naturellement de la possibilité de l'organisme considéré de sécréter l'invertase nécessaire (9). Dans le cas cité par Hawker et al, *Podospora sp.* qui est incapable d'utiliser le saccharose, *Chaetomium cochliodes* qui en tire un maigre profit et *Pyronema confluens* qui le consomme parfaitement, diffèrent physiologiquement par leur activité enzymatique concernant l'invertase. Sous ce rapport *Sclerotinia sclerotiorum* se place donc dans le groupe des champignons sécrétant abondamment l'enzyme en question.

Le lactose est aussi efficacement utilisé que les trois premiers sucres déjà cités. Cela paraît assez curieux étant donné que ce sucre donne, en s'hydrolysant du galactose qui est, au point de vue rendement en matière sèche, inférieur au glucose. Il permet pourtant la production d'un nombre normal de sclérotes. D'autres auteurs ont aussi observé que le galactose représente une mauvaise source de carbone (5, 10) ou qu'il n'est pas du tout utilisable (6). Son utilisation dépendrait, d'ailleurs, de la source d'azote du milieu (17). D'un autre coté le galactose donnerait des bons résultats avec *Ceratostomella ulmi* (11), *Trichophyton interdigitale* (13), *Rhizopus suinus* (2) et *Sclerotium rolfsii* (5).

---

* Observations non publiées.

Dans nos essais *Sclerotinia sclerotiorum* utilise l'amidon soluble au même degré que le glucose pour la formation de son mycélium. Néanmoins, la production des sclérotes est avec cette substance, nettement inhibée. Par contre la dextrine donne un rendement en matière sèche inférieur à celui de l'amidon mais supérieur lorsqu'on envisage le nombre des sclérotes. Il serait donc à penser que notre champignon hydrolyse l'amidon au delà de la dextrine arrivant probablement au niveau du maltose qui dans d'autres essais* fut aussi bien utilisé que le glucose.

Nos résultats concernant l'amidon se trouvent en contradiction avec ceux de Kakeura [cité par Lilly et al, (12)] d'après lesquels *Sclerotinia libertiana (=S. sclerotiorum)* serait incapable d'utiliser cette substance.

Le glycogène est moins favorable que l'amidon au développement mycélien du *Sclerotinia sclerotiorum* mais supérieur pour la production de sclérotes.

Le mannose et la glycerine se montrent, dans nos essais, les plus mauvaises sources de carbone parmi les substances utilisées. Il en serait de même, quant au premier pour *Aspergillus niger* et *Penicillium glaucum* (10). *Melanospora destruens* l'utiliserait pourtant aussi bien que le glucose et le levulose (7). La glycerine pourrait aussi servir comme source de carbone dans quelques cas (18).

L'existence d'une activité enzymatique multiple plus efficace sur les milieux complèxes que sur des substances isolées, qui ne se trouvent généralement pas dans la nature à la disposition du champignon, expliquerait l'augmentation du rendement observé dans le cas de l'association du mannose et de la glycerine. Il est a souligner, pourtant, que ces deux substances seules ou mélangées sont absolument défavorables à la formation des sclérotes du *Sclerotinia sclerotiorum.*

En somme l'espèce en question se montre capable d'utiliser, plus ou moins efficacement, un grand nombre de sources de carbone sauf le mannose et la glycerine.

RÉSUMÉ

Sclerotinia sclerotiorum cultivé sur une solution de Richard diluée de moitié, utilise pour la production de matière sèche aussi efficacement que le glucose, le levulose, le saccharose, le lactose et l'amidon

* Non publiés.

soluble; moins efficacement le galactose, la dextrine et le glycogène; très mal le mannose et la glycerine. Le mélange de ces dernières substances est considérablement mieux utilisé que chacune d'elles séparement.

Quant à la formation des sclérotes, le levulose, le galactose, le saccharose, le lactose, la dextrine et le glycogène sont aussi favorables que le glucose; l'amidon soluble l'est beaucoup moins. Le mannose et la glycerine ainsi que leur mélange l'inhibent complètement.

La toxicité du filtrat de la culture diminue sensiblement avec l'utilisation de l'amidon ou du mannose.

BIBLIOGRAPHIE

[1] *Brannon J. M.* Influence of glucose and fructose on growth of fungi Bot. Gaz., 76: 257-273, 1923.

[2] *Corum C. J.* Carbohydrate nutrition of Rhizopus suinus Bot. Gaz., 103: 740-750, 1942.

[3] *Démétriadès S. D.* Sur une substance toxique pour les plantes sécrétée par Sclerotinia sclerotiorum (Lib.) Massee. Ann. Inst. Phytopath. Benaki 4 (1/2): 27-46, 1950.

[4] *Démétriadès S. D.* Études sur la biologie du Sclerotinia sclerotiorum (Lib.) Massee. 1. L'influence de la pression osmotique du milieu. Ann. Inst. Phytopath. Benaki, 5 (2): 65-75, 1951.

[5] *Edgecombe A. E.* The effect of galactose on the growth of certain fungi. Mycologia 30: 601-624, 1938.

[6] *Hawker L. E.* The influence of various sources of carbon on the formation of perithecia by Melanospora destruens Shear in the presence of accessory growth factors. Ann. Bot. N.S. 3: 455-468, 1939.

[7] *Hawker L. E.* Further experiments on growth and fruiting of Melanospora destruens Shear in the presence of various carbohydrates with special reference to the effect of glucose and of sucrose. Ann. Bot. N.S. 11: 245-259, 1947.

[8] *Hawker L. E.* Physiology of fungi, 1950.

[9] *Hawker L. E.* and *Chaudhuri S. D.* Growth and fruiting of certain ascomycetous fungi as influenced by the nature and concentration of carbohydrates in the medium. Ann. Bot. N.S. 10: 185-194, 1946.

[10] *Horr W. W.* Utilization of galactose by Aspergillus niger and Penicillium glaucum. Plant Physiol. 11: 81-99, 1936.

[11] *Ledeboer M. S. J.* Physiologische onderzoekinjen over Ceratostomella ulmi (Schwarz) Buisman. Dissert. Utrecht 1934 (Cité par Hawker, 1950).

[12] *Lilly V. G.* and *Barnett H. L.* Physiology of fungi, 1951.

[13] *Mosher W. A. Saunders D. H., Kingery L. B* and *Williams R. J.* Nutritional requirements of the pathogenic mold Trichophyton interdigitale. Plant Physiol. 11: 795-806, 1936.

[14] *Steinberg R. A.* Growth of fungi in synthetic nutrient solutions. Bot. Rev. 5 (6): 327-350, 1939.

[15] *Steinberg R. A.* The process of amino-acid formation from sugars in Aspergillus niger. J. Agr. Res. 64 (11): 615-633, 1942.

[16] *Steinberg R. A.* Growth of fungi in synthetic nutrient solutions. Bot. Rev. 16 (4): 208-228, 1950.

[17] *Studt B.* Morphological and physiological studies of a strain of Candida albicans associated with vaginitis. Amer. J. Bot. 28: 509-515, 1941.

[18] *Tamiya H.* Über die Verwendbarkeit von verschiedenen Kohlenstoffverbindungen im Bau-und Betriebstoffwechselphysiologie von Aspergillus oryzae IV. Acta Phytoch. (Tokyo) 6: 1-129, 1932.

[19] *Tochinai Y.* Comparative studies on the physiology of Fusarium lini and Colletotrichum lini. Jour. Col. Agr. Hokkaido Imp. Univ. Sapporo, Japan 14: 171-236, 1926.

[20] *Weimer J. L.* and *Harter L. L.* Glucose as a source of carbon for certain sweet potato storage-rot fungi. J. Agr. Res. 21: 189-210, 1921.

UN CAS DE PARASITISME DES GRAINES DU POIS-CHICHE *(CICER ARIETINUM L.)* PAR LE STEMPHYLIUM BOTRYOSUM WALLR.

par

D. G. ZACHOS

Au cours de nos recherches sur les moyens de lutte contre l'Anthracnose du pois-chiche, causée par l'*Ascochyta rabiei (Pass.) Labr.* (3), nous avons observé que les graines utilisées dans nos expériences, mises à notre disposition par la Station d'Amélioration des Plantes de Messara en Crète, présentaient, en dehors de l'*Ascochyta rabiei,* une autre infection provoquée par le *Stemphylium botryosum Wallr.* La forme, les dimensions et la couleur des spores et des conidiophores obtenus en culture, ainsi que les autres caractères de notre champignon, tombent dans les limites de l'espèce suivant la description classique de Neergaard (1). A notre connaissance c'est la première fois que ce dernier champignon se signale sur les graines de pois-chiche.

Lorsque les graines du lot en question étaient placées dans des boîtes de Petri, sur un milieu nutritif (jus de pomme de terre glucosé et gélosé), après une désinfection par immersion dans une solution de bichlorure de mercure à 1 p. 1000 pendant 3 minutes, elles présentaient le dit champignon dans une proportion de 27 p. 100.

En examinant la question de plus près, nous avons effectué plusieurs essais, en ayant soin de trier les graines et n'utiliser que celles qui étaient ostensiblement attaquées. Nous avons allors constaté que parmis ces graines infectées 44 p. 100 donnaient, en culture, l'*Ascochyta rabiei* et 56 p. 100 le *Stemphylium botryosum.*

Neergaard (1) signale que le *Stemphylium botryosum* parasite les graines des plantes cultivées suivantes:

Allium cepa, A. porrum, A. schoenoprasum, Ammobium alatum v. grandiflorum, Aquilegia cœrulea, Aubrietia deldoidea, Babtisia australis, Bellis perennis, Brassica napobrassica, B. oleracea, B. rapa, Callistephus chinensis, Cheiranthus cheiri, Chrysanthemum ptarmiciflorum,

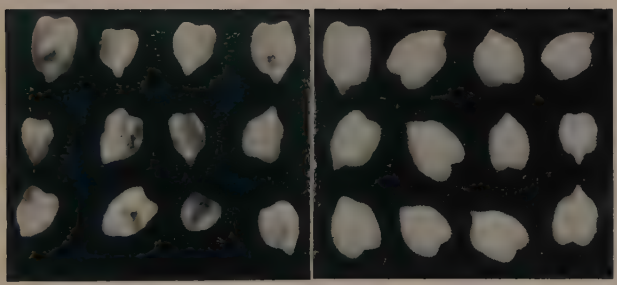

Fig. 1. A gauche : Graines de pois-chiche attaquées par le *Stemphylium botryosum*.
A droite : Graines saines.

Clarkia elegans, Dianthus barbatus, D. caryophyllus. Galega bicolor, Godetia hybrida, Gypsophila paniculata, Iberis amara, Lactuca sativa, Lupinus hartwegii, L. nanus, L. polyphyllus, Matthiola incana, Nemesia strumosa, Nemophila insignis, Nicotiana tabacum, Papaver poeniflorum, Petroselinum hortense, Phacelia campanularia, Phaseolus vulgaris, Phlox drummondii, Raphanus sativus, Reseda odorata.

Le parasite n'est pas localisé à la surface de la graine mais il y pénètre profondement dans celle-ci. La désinfection des graines par immersion dans une solution de bichlorure de mercure à 1 p. 1000 pendant 45 minutes n'exèrce aucune influence sur le champignon qui continue à se présenter dans le même pourcentage que chez les graines non traitées. Il est à souligner d'autre part que les graines infectées par le *Stemphylium botryosum* ne germent jamais, tandis que celles attaquées par l'*Ascochyta rabiei* germent régulièrement. On pourrait de ce fait penser que le premier champignon provoque la mort de l'embryon.

Sur la culture du champignon, qui apparaît autour et sur la graine lorsque celle-ci est placée sur un milieu convenable, se forment, au bout de 5 à 10 jours, les perithèces du *Pleospora herbarum (Pers. ex Fr.) Rabenh.* (2) qui constitue la forme parfaite du *Stemphylium botryosum.*

Les graines infectées ont une couleur grisâtre et présentent des taches d'un brun violacé ou noirâtre (Fig. 1). Ces taches s'étendent plus ou moins et peuvent couvrir la moitié voire même toute la surface de la graine. Le parasite pénètre dans celle-ci et la partie attaquée prend une couleur brune-noirâtre. Les graines infectées sont plus petites que les saines, leur dimension pouvant même se réduire, en cas d'infection grave, à la moitié de la normale (Fig. 1).

Dans cette note nous avons simplement voulu signaler la présence du *Stemphylium botryosum* dans les graines du Pois-chiche. Nous nous proposons d'étudier plus tard l'epidémiologie ainsi que les autres caractères de la maladie qui en résulte.

BIBLIOGRAPHIE

[1] *Neergaard P.* Danish species of Alternaria and Stemphylium 1945, p. 361-379.

[2] *Rabenhorst L.* Kryptogamen-Flora Band 1, Abt. II.

[3] *Zachos D. G.* Recherches sur la désinfection des graines du pois-chiche (Cicer arietinum L.) infectées par l'Ascochyta rabiei (Pass.) Labr. Annales de l'Inst. Phytopath. Benaki, 1951, p. 76.

CONTRIBUTION TO THE MYCOLOGICAL FLORA OF GREECE

by

CONSTANTINE A. APOSTOLIDES*

The writer, during the years 1932-1939 has had the opportunity to visit the greatest part of Greece including most of the Greek Islands where he collected a large number of speciments of fungi.

The present paper reports his identifications of the collected material which includes some species new to Greece as well as two species considered by the author as altogether new.

Practically all the fungi mentioned in this paper have been collected by the author himself and the collected material, with the exception of the Bacteria, was given to the Phytopathological Institute Benaki at Kifissia Athens, Greece.

The author wishes to express his gratefulness to Professor J. Politis of the University of Athens and to J. Sarejanni, Professor of Plant Pathology at the Agricultural College of Athens and Director of the Phytopathological Institute Benaki for suggestions received during the course of the above investigation.

MYXOMYCETES

FAM. PLASMODIOPHORACEAE

SPONGOSPORA

Spongospora subterranea *(Wallr.) Lagerh.* Upon the tubers of *Solanum tuberosum* introduced from Europe in 1937.

SCHIZOMYCETES

FAM. BACTERIACEAE

BACILLUS

Bacillus phytophthorus *Appel.* Upon the tubers of *Solanum tuberosum* common throughout Greece during the spring.

---

* Plant Pathologist at the Agricultural Bank of Greece 1936-1946 and Professor of Botany at the Oklahoma City University, 1947-1952.

Bacillus tracheiphilus *E. F. Sm.* In the vascular bundles of *Cucumis sativus* around Argos in the spring of 1934.

BACTERIUM

Bacterium lycopersici *Burnwitz.* Upon the fruits of *Lycopersicum esculentum* around Argos in the summer of 1933.

Bacterium malvacearum *E. F. Sm.* Upon the leaves of *Gossypium sp.* around Lake Copais in the summer of 1933.

Bacterium phaseoli *E. F. Sm.* Upon the leaves of *Vicia faba* common throughout Greece during the spring.

Bacterium pruni *E. F. Sm.* Upon the leaves of *Prunus persica* throughout Greece in the spring.

Bacterium Savastanoi *E. F. Sm.* Upon the branches of *Olea Europea* throughout Greece during all the seasons.

Bacterium Savastanoi var. nerii *C. O. Smith.* Upon the branches and stems as well as the leaves of *Nerium oleander* throughout Greece during all the seasons of the year.

Bacterium tumefaciens *Smith and Townsend.* Upon the branches of *Prumus amygdalus, Vitis vinifera* and *Pirus malus* throughout Greece during all the seasons of the year.

Pseudomonas tabaci *(Wolf and Foster) Stapp.* Upon the leaves of *Nicotiana tabacum* throughout Greece during the summer.

FAM. ACTINOMYCETACEAE

ACTINOMYCES

Actinomyces scabies *(Thax.) Gussow.* Upon the tubers of *Solanum tuberosum* throughout Greece during all the seasons of the year. Usually in sandy soils.

PHYCOMYCETES

FAM. PYTHIACEAE

PHYTOPHTHORA

Phytophthora infestans *(Mont.) de Bary.* Upon the tubers of *Solanum tuberosum* and the leaves of *Lycopersicum esculentum* throughout Greece during the fall.

FAM. ALBUGINACEAE

CYSTOPUS

Cystopus bliti *(Biv.) de Bary* Upon the leaves of *Amaranthus blitum* in Aegion and Agios Petros during the summer of 1936.

Cystopus candidus *(Pers.). Lev.* Upon the leaves and stems of *Capsella bursa-pastoris* and *Sisymbrium officinalis* throughout Greece during the spring.

Cystopus portulacae *(D. Cand.). O. Kuntze.* Upon the leaves and stems of *Portulaca oleracea* throughout Greece during the summer.

FAM. PERONOSPORACEAE

BREMIA

Bremia lactucae *Regel.* Upon the leaves of *Lactuca sativa* throughout Greece during the spring.

PERONOSPORA

Peronospora effusa *(Grev.). Rabenh.* Upon the leaves of *Chenopodium album* and *Spinacea oleracea* throughout Greece during all the seasons of the year.

Peronospora parasitica *(Pers.) de Bary.* Upon the leaves of *Brassica oleracea* around Paleon Phaleron during the spring of 1936.

Peronospora schleideni *Ung.* Upon the leaves of *Allium cepa* throughout Greece during the spring.

Peronospora viciae *(Berk.) de Bary.* Upon the leaves of *Vicia faba* throughout Greece during the spring.

PLASMOPARA

Plasmopara viticola *(Berk. et Curt.) Berl. et De Toni.* Upon the leaves of *Vitis vinifera* throughout Greece from the beginning of the spring to the end of the ripining of the fruit upon the grape clusters.

FAM. MUCORACEAE

RHIZOPUS

Rhizopus nigricans *Ehr.* It occurs as saprophytic upon the different market fruits and on the cotton capsules throughout Greece during the summer and spring.

ASCOMYCETES

FAM. EXOASCACEAE

EXOASCUS

Exoascus deformans *(Berk.) Fuck.* Upon the leaves of *Prunus amygdalus* and *Prunus persica* throughout Greece during the spring.

TAPHRINA

Taphrina pruni *(Fuck.) Tul.* Upon the fruits of *Prunus insititia* around Apiranthos, Naxos during the summer of 1936.

FAM. HELOTIACEAE

SCLEROTINIA

Sclerotinia cinerea *(Bon.) Schr.* The conidial form is *Monilia cinerea Bon.* Upon the fruits of *Prunus amygdalus, P. armeniaca, P. insititia, P. persica* and *P. communis* throughout Greece during the spring and fall.

Sclerotinia sclerotiorum *(Lib.) Mass.* Upon the fruits of *Vicia faba, Phaseolus vulgaris* and the stems of *Ficus carica* throughout Greece in the spring and the summer.

FAM. ERYSIPHACEAE

ERYSIPHE

Erysiphe cichoracearum *D. C.* Upon the leaves of *Cucumis melo Cucumis sativus, Hibiscus esculentus* and *Plantago major* throughout Greece during the spring and the summer.

Erysiphe communis *(Wallr.) Fr.* Upon the leaves of *Convolvulus arvensis* and *Ononis sp.* throughout Greece during the spring.

Erysiphe graminis *D. C.* Upon the leaves of *Dactylis glomerata* around Florina and Monastir during the summer of 1935.

Erysiphe polygoni *D. C.* Upon the leaves of *Avena sativa, Pisum sativum, Phaseolus vulgaris, Polygonum sp. Polygonum aviculare, P. persicaria, Sisymbrium officinale, Trifolium pratense, T. arvense* and *Triticum vulgare,* throughout Greece during the spring and the summer.

PODOSPHAERA

Podosphaera leucotricha *(E. and E.) Salm.* The conidial stage of this genus is *Oidium farinosum* upon the leaves of *Pirus malus* and *P. cydonia* throughout Greece during the fall.

SPHAEROTHECA

Sphaerotheca humuli *(D. C.) Burr.* Upon the leaves of *Cucumis pepo, Plantago major* throughout Greece during the summer.

Sphaerotheca pannosa *(Wallr.) Lev.* Upon the leaves and stems of *Rosa sp.* throughout Greece during the fall.

FAM. CAPNODIACEAE

CAPNODIUM

Capnodium citri *Penz.* Upon the leaves, stems, trunks and fruits of *Citrus aurantium, C. limonia* and *C. deliciosa* throughout Greece during all the seasons of the year.

Capnodium footii *Berk. et Desm.* Upon the branches and trunks of *Ficus carica* throughout Greece during all the seasons of the year.

Capnodium nerii *Rabh.* Upon the leaves and all the upper parts of the plant *Nerium oleander* throughout Greece during all the seasons of the year.

Capnodium oleae *Arn.* Upon the leaves and stems of *Olea Europea* throughout Greece during all the seasons of the year.

FAM. HYPOCREACEAE

CLAVICEPS

Claviceps purpurea *(Fr.) Tul.* Upon the spikes of *Secale cereale* around Larissa during the summer of 1936.

FAM. DOTHIDEACEAE

PHYLLACHORA

Phyllachora cynodontis *(Sacc.) Niessl.* Upon the leaves of *Cynodon dactylon* around Axioupolis during the summer of 1937.

FAM. MYCOSPHAERELLACEAE

MYCOSPHAERELLA

Mycosphaerella fragariae *(Schw.) Lind.* Upon the leaves of *Fragaria vesca* throughout Greece during the summer.

SPHAERELLA

Sphaerella tabifica *Prill. et Delacr.* Upon the leaves of *Beta vulgaris* around Agios Petros Kynourias during the summer of 1936.

FAM. PLEOSPORACEAE

LEPTOSPHAERIA

Leptosphaeria rusci *(Wallr.) Sacc.* Upon the leaves and stems of *Ruscus aculeatus* throughout Greece during the summer.

Leptosphaeria tritici *(Gar.) Pass.* Upon the leaves of *Triticum vulgare* throughout Greece during the spring and summer.

PHYSALOSPORA

Physalospora leptosperma *Rost.* Upon the leaves of *Calamagrostis arundinaceae* around the Lake of Prespa and upon the mountain Peristeri during the fall of 1935.

PLEOSPORA

Pleospora dianthi *D.C.* Upon the leaves and stems of *Dianthus caryophyllus* around Kiphissia during the fall of 1937.

Pleospora disrupta *McAlp.* Upon the leaves of *Citrus aurantium* and *C. limonia* around Galata Poros during the fall of 1933.

Pleospora herbarum *(Pers.) Rabh.* Upon the stems of *Marubium velutinum* around Chalkis during the summer of 1936.

Pleospora media *Niessl.* Upon the leaves of *Ballota acetabulosa* around Chalkis during the summer of 1934.

BASIDIOMYCETES

USTILAGINALES

FAM. USTILAGINACEAE

Sphacelotheca sorghi *(L.K.) Lindon.* Within the grains or fruits of *Sorgum sp.* at the Botanical Gardens Athens, during the summer of 1934.

USTILAGO

Ustilago avenae *(Pesr.) Tens.* Upon the spikes inside of the fruits of *Avena sativa* throughout Greece during the summer.

Ustilago hordei *(Pers.) Kell. et Sw.* Upon the spikes inside of the fruits of *Hordeum vulgare* throughout Greece during the summer.

Ustilago levis *(K. and S.) Mag.* Upon the spikes inside of the fruits of *Avena sativa* throughout Greece during the summer.

Ustilago maydis *(D.C.) Corda.* Upon the leaves and stems and especially the fruits of *Zea mays* throughout Greece during the spring.

Ustilago nuda *(Jens.) Kell. et Sw.* Upon the spikes inside the fruits of *Hordeum vulgare* throughout Greece during the summer.

Ustilago schweinfurthiana *Thüm.* Inside the fruits of *Imperata cylindrica* around Chalkis during the summer of 1935.

Ustilago tritici *(Pers.)* Inside the fruits of the spikes of *Triticum vulgare* throughout Greece during the summer.

FAM. TILLETIACEAE

TILLETIA

Tilletia levis *Kühn.* Within the fruits of *Triticum vulgare* throughout Greece during the summer.

Tilletia tritici *(Bjerk.) Wint.* Within the fruits of *Triticum vulgare* throughout Greece during the summer.

UROCYSTIS

Urocystis tritici *Koern.* Upon the entire plants and all parts on *Triticum vulgare* around Paleon Phaleron during the summer of 1936.

PROTOBASIDIOMYCETES

FAM. PUCCINIACEAE

GYMNOSPORANGIUM

Gymnosporangium clavariforme *(Jago) Rees.* Upon the leaves of *Crataegus oxyacantha, Pirus cydonia* and *Pirus communis* throughout Greece during the summer.

PHRAGMIDIUM

Phragmidium subcorticium *(Schrank) Winter.* Upon the leaves of *Rosa sp.* throughout Greece during the spring and fall.

Phragmidium violaceum *(Schultz.) Winter.* Upon the leaves of *Rubus sp.* throughout Greece during the spring summer and fall.

PUCCINIA

Puccinia allii *(D.C.).* Upon the leaves of *Allium sativum* throughout Greece during the summer.

Puccinia asphodeli *Duby.* Upon the leaves of *Asphodelus microcarpus* throughout Greece during the summer.

Puccinia cichorii *(D.C.) Bell.* Upon the leaves of *Cichorium endivia* around Arachova Laconias during the summer of 1936.

Puccinia circii *Larsch.* Upon the leaves of *Circium creticum* around Chalkis and Aegina during the summer of 1934.

Puccinia circii-lanceolati *Schroet.* Upon the leaves of *Picnomon acarna* from the Island of Paros during the summer of 1937.

Puccinia coronifera *Klebahn.* Upon the leaves of *Avena sativa* around Galata, Poros during the summer of 1933.

Puccinia endiviae *Pass.* Upon the leaves of *Cichorium endivia* around Paleon Phaleron during the summer of 1935.

Puccinia glumarum *(Jenk.) Ericks. and Henn.* Upon the leaves of *Triticum vulgare* throughout Greece during the spring and the summer.

Puccinia glumarum *(Schn.) Ericks. and Henn.* Upon the leaves of *Hordeum vulgare* throughout Greece during the summer.

Puccinia graminis *Pers.* The Aecial stage as *Aecidium berberis cretica* upon the leaves of *Berberis Cretica* throughout Greece during the summer. Our sample came from the Mount Parnis. It occurs also in the spring.

Puccinia graminis *Pers.* Upon the leaves of *Hordeum vulgare* throughout Greece during the summer.

Puccinia helianthi *Schwein.* Upon the leaves of *Helianthus annuus* throughout Greece during the summer.

Puccinia hieracii *(Achim.) Mart.* Upon the leaves of *Cnicus. sp.* around the Lake Prespa and the Mt. Peristeri during the fall of 1935.

Puccinia holcina *Erickss.* Upon the leaves of *Holcus lavatus* around Arachova Laconias during the summer of 1937.

Puccinia Koeleria *Politis.* Upon the leaves of *Koeleria fleoides* around Paleon Phaleron during the summer of 1935.

Puccinia malvacearum *Mont.* Upon the leaves of *Althaea rosea* and *Malva rotundifolia* throughout Greece during the spring and summer.

Puccinia maydis *Berang.* Upon the leaves of *Zea mays* around Agios Petros Kynourias during the summer of 1935.

Puccinia menthae *Pers.* Upon the leaves of *Origanum vulgare* around Zagora during the summer of 1936.

Puccinia poarum *Nielsen.* Upon the leaves of *Tussilago farfara* around Zagora during the summer of 1936.

Puccinia pruni-spinosae *Pers.* Upon the leaves of *Prunus amygdalus, P. insititia, P. persica* throughout Greece during the summer and fall.

Puccinia purpurea *Cooke.* Upon the leaves of *Sorghum sp.* in the Island of Kerkira during the summer of 1936.

Puccinia simplex *Erikss. and Henn.* Upon the leaves of *Hordeum vulgare* in the Island of Paros during the summer of 1937.

Puccinia triticina *Erikss.* Upon the leaves of *Triticum vulgare* throughout Greece during the spring and summer.

Puccinia vincae *Cast.* Upon the leaves of *Viola vinca* around Florina during the summer of 1934.

UROMYCES

Uromyces appendiculatus *(Pers.) Link.* Upon the leaves of *Phaseolus vulgaris* throughout Greece during the spring and summer.

Uromyces betae *(Pers.) Kühn.* On the leaves of *Beta cicle* around Agios Petros Kynourias during the summer of 1936.

Uromyces caryophyllinus *(Schrank) Pers.* Upon the leaves of *Dianthus caryophyllus* throughout Greece during the summer.

Uromyces ciceris-arietini *(Crogn.) Jaczet By.* Upon the leaves of *Cicer arietinum* around Thebes, Istiea during the summer of 1935.

Uromyces Erythronii *(D.C.) Passer* Upon the leaves of *Lilium sp.* around Patras the spring of 1934.

Uromyces fabae *(Pers.) De Bary.* Upon the leaves of *Vicia fabae* throughout Greece during the spring of 1934.

Uromyces rumicis *(Schum.) Winte.* Upon the leaves of *Rumex sp.* around the lake of Prespa during the fall of 1935.

Uromyces striatus *Schroet.* Upon the leaves of *Medicago sativa* around Chandia Crete during the summer of 1934.

FAM. UREDINALEA IMPERFECTAE

AECIDIUM

Aecidium asphodeli *Cast.* Upon the leaves of *Asphodelus microcarpus* around Patras during the summer of 1934.

Aecidium clematidis *D. C.* Upon the leaves of *Clematis vitalba* around Florina during the summer of 1934.

Aecidium Erythronii *D. C.* Upon the leaves of *Lilium sp.* around Patras during the spring of 1934.

ROESTELIA

Roestelia cancelata *Rebent.* Upon the leaves of *Pirus communis* throughout Greece during the summer.

UREDO

Uredo Fici *Cast.* Upon the leaves of *Ficus carica* around Kalamata during the summer of 1936.

FUNGI IMPERFECTI

FAM. SPHAERIOIDACEAE - HYALOSPORAE

PHYLLOSTICTA

Phyllosticta cicerina *Prill. et Delacr.* Upon the stems of *Cicer arietinum* around Athens, Thebes during the summer of 1935.

Phyllosticta cydoniae *(Desm.) Sacc.* Upon the leaves of *Pirus cydonia* around Serres and Florina during the summer of 1934.

Phyllosticta hederae *Sacc.* Upon the leaves of *Hedera helix* around Chalkis and Agios Petros Kynourias during the summers of 1934 and 1936.

Phyllosticta oleae *Petri.* Upon the leaves of *Olea Europea* around Pirgos Ilias during the summer of 1934.

Phyllosticta prunicola *(Opiz.) Sacc.* Upon the leaves of *Prunus armeniaca* around Caristos during the fall of 1936.

Phyllosticta solitaria *E.* and *E.* Upon the leaves of *Pirus malus* around Istiea during the summer of 1934.

Phyllosticta tinea *Sacc.* Upon the leaves of *Viburnum tinus* around Tripolis during the summer of 1936.

PHOMA

Phoma persicae *Sacc.* Upon the stems and leaves of *Prunus persica* around Piranthos in the Island of Naxos during the summer of 1936.

Phoma herbarum *West.* Upon the stems of *Marubium velutinum* around Chalkis during the summer of 1936.

DEUTEROPHOMA

Deuterophoma tracheiphila *Petri.* Upon the stems of *Citrus limonia* around Galata, Poros, Sparta and Chalkis during the summer of 1934.

Phomopsis citri *Fawcett.* Upon the fruits of *Citrus aurantium* around Galata, Poros during the fall of 1933.

MACROPHOMA

Macrophoma dalmatica *(Thüm.) Berl.* et *Vogl.* Upon the fruits of *Olea Europea* around Chandia Crete during the summer of 1934.

Macrophoma Politii *Apostolides.*

Pycnidiis sparsis, primo immersis dein erumpentibus, nigris, lenticularibus, 80-110 μ diam., ostiole breviter papillato rotundo; contextu atrobrunneo parenchymatico; sporulis fusoideis, utrinque attenuatis, curvatis, continuis, granulosis, 15-18x2-2.5 μ sporoforis brevissimis.

Hab. in caulibulus emortuis *Centranthi rubri* Sarantapicho.

CYTOSPORA

Cytospora mali *Grove.* Upon the stems of *Pirus malus* around Florina during the summer of 1936.

Cytospora punica *Sacc.* Upon the stems of *Punica granatum* around Chalkis during the summer of 1934.

FAM. SPHAERIOIDACEAE-PHAEOSPORAE

SPHAEROPSIS

Sphaeropsis malorum *Peck.* Upon the leaves of *Pirus malus* around Athens during the summer of 1936.

Sphaeropsis vitigena *E.* et *E.* Upon the stems of *Vitis vinifera* around Athens during the summer of 1936.

CONIOTHYRIUM

Coniothyrium berberidis *Fautrey.* Upon the stems of *Berberis cretica* upon Parnis (Mountain) near Athens, during the spring of 1936.

Coniothyrium concentricum var. Agaves *(Desm.) Sacc.* Upon the leaves of *Agave americana* around Amaroussion, Athens, during the fall of 1936.

Coniothyrium diplodiella *(Speg.) Sacc.* Upon the grape vine fruits of *Vitis vinifera* around Chalkis during the summer of 1934.

Coniothyrium Fuckelii *Sacc.* Upon the stems of *Rosa sp.* and of *Pirus malus* around Florina during the summer of 1934.

FAM. SPHAERIOIDACEAE-HYALODIDYMAE

ASCOCHYTA

Ascochyta citri *Penz.* Upon the leaves of *Citrus aurantium* around Karistos during the fall of 1936.

Ascochyta graminicola *Sacc.* Upon the leaves and stems of *Holcus lanatus* around Chalkis during the summer of 1937.

Ascochyta pisi *Lib.* Upon the leaves and fruits of *Pisum sativum* around the Botanical Garden near Athens, during the summer of 1935.

FAM. SPHAERIOIDACEAE-PHAEODIDYMAE

DIPLODIA

Diplodia aurantii *Catt.* Upon the leaves of *Citrus aurantium, C. limonia* around Sparta and Galata, Poros during all the seasons of the year in 1934.

[sic]

Microdiplodia Bessey *Apostolides*

new sp.

Maculis folicolis sparsis, raro confluentibus initio subrotundi ellipticis, griseis, atrobrunneo marginatis; pycnidiis amphigenis, sparsis, initio epidermice tectis dein erumpentibus minutis nigris, globosis, 80-100 μ diam., ostiolo minuto pertusis; contextu parenchymatico fuligineo; sporulis ovoideis continuis dein 1-septatis, ad septum non constrictis, primum hyalinis dein olivaceis v. pallide bruneis, 7-8x3.5-4 μ; sporophoris indistinctis.

Hab. in foliis vivis *Viburnum tini* Kifissia.

FAM. SPHAERIOIDACEAE-HYALOPHRAGMIAE

STAGONOSPORA

Stagonospora macrospora *(Dur.* et *M.) Sacc.* Upon the leaves of *Agave americana* around Amaroussion during the fall of 1936.

FAM. SPHAERIOIDACEAE-PHAEOPHRAGMIAE

HENDERSONIA

Hendersonia phragmitis *Desm.* Upon the leaves of *Phragmitis communis* throughout Greece and during all the seasons of the year.

FAM. SPHAERIOIDACEAE-SCOLECOSPORAE

SEPTORIA

Septoria castaneae *Lev.* Upon the leaves of *Castanea vesca* in the Island Kerkira during the summer of 1936.

Septoria cercidis *Fr.* Upon the leaves of *Cercis siliquastrum* around Politica Chalkidos during the summer of 1936.

Septoria convolvuli *Desm.* Upon the leaves of *Convolvulus arvensis* throughout Greece during the summer and fall.

Septoria endiviae *Pass.* Upon the leaves of *Cichorium endivia* around Didima, Ermionis during the summer of 1936.

Septoria fragariae *Desm.* Upon the leaves of *Fragaria vesca* around Kifissia during the summer of 1937.

Septoria heterochroa *Wint.* Upon the leaves of *Plantago lanceolata* around the Lake of Prespa and the Mountain Peristeri during the fall of 1935.

Septoria lycopersici *Speg.* Upon the leaves of *Lycopersicum esculentum* around Xanthi during the summer of 1934.

Septoria lycopi *Pass.* Upon the leaves of *Lycopus europeus* around Arachova, Lakonias during the summer of 1937.

Septoria petroselini-apii *Br.* and *Cav.* Upon the leaves of *Apium graveolens* around Paleon Phaleron, Athens, during the fall of 1934.

Septoria piricola *Desm.* Upon the leaves of *Pirus communis* throughout Greece during the summer and the fall.

Septoria pistaciae *Desm.* Upon the leaves of *Pistacia Lentiscus* around Kimi during the summer of 1936.

Septoria pistacina *Allescher.* Upon the leaves of *Pistacia vera* in the Island of Aegina during the summer of 1933.

Septoria polygonorum *Desm.* Upon the leaves of *Polygonum persicaris* around Florina during the summer of 1933.

Septoria tritici *Desm.* Upon the leaves of *Triticum vulgare* throughout Greece during the spring and the summer.

Septoria unedonis *Rob.* et *Desm.* Upon the leaves of *Arbutus unedo* around Kimi during summer of 1934.

Septoria urticae *Desm.* et *Rab.* Upon the leaves of *Urtica urens* throughout Greece during the spring and summer.

FAM. LEPTOSTROMATACEAE-HYALOPHRAGMIAE

ENTOMOSPORIUM

Entomosporium maculatum *Lev.* Upon the leaves of *Pirus cydonia* around Florina during the summer of 1935.

FAM. MELANCONIACEAE-HYALOSPORAE

GLOEOSPORIUM

Gloeosporium ampelophagum *(Pass.) Sacc.* Upon the stems of *Vitis vinifera* around Athens during the summer of 1935.

Gloeosporium angulatum *(Cooke) Sacc.* Upon the stems of *Vitis vinifera* around Athens, during the summer of 1935.

Gloeosporium fagicolum *Pass.* Upon the leaves of *Fagus sylvatica* around Agios Petros, Kinourias during the summer of 1935.

COLLETOTRICHUM

Colletotrichum gloeosporioides *Penz.* Upon the stems of *Citrus limonia* and *Citrus deliciosa* around Galatas, Poros and Sparta throughout the entire year.

Colletotrichum lagenarium *Ell.* and *Hart.* Upon the rind of *Citrulus vulgaris* around Malia, Crete during the summer of 1937.

Colletotrichum pisi *Pat.* Upon the fruits of *Pisum sativum* throughout Greece during the summer.

FAM. MELANCONIACEAE-HYALODIDYMAE

MARSONIA

Marsonia juglandis *(Lib.) Sacc.* Upon the leaves of *Juglans regia* throughout Greece during the summer.

FAM. MELANCONIACEAE-PHAEOPHRAGMIAE

CORYNEUM

Coryneum Beijerinkii *Oud.* Upon the leaves, stems and fruits of

Prunus amygdalus, Prunus armeniaca and *Prunus persica* throughout Greece during the spring and the summer.

Coryneum microstictum *B. et Br.* Upon the stems of *Rosa sp.* around Chalkis during the summer of 1934.

FAM. MELANCONIACEAE-SCOLECOSPORAE

CYLINDROSPORIUM

Cylindrosporium mori *Berl.* Upon the leaves of *Morus albus* throughout Greece during the summer.

FAM. MONILIACEAE-AMEROSPORAE

OOSPOREAE

Botrytis cinerea *Pers.* Upon the fruits of *Vitis vinifera* as saprophyte throughout Greece during the summer.

Monilia sp. *Persoon.* Upon the fruits of different orchard trees as a saprophyte and on fruits of *Cucumis pepo, Cucumis sativus* etc. throughout Greece during the summer.

OIDIUM

Oidium evonymi-japonici *(Arc.) Sacc.* Upon the leaves of *Evonymus japonicus* throughout Greece during the spring and summer.

Oidium leucoconium *Desm.* Upon the leaves of *Prunus persica* and *Rosa sp.* throughout Greece during the spring.

Oidium lycopersicum *Cooke et Mass.* Upon the leaves of *Lycopersicum esculentum* throughout Greece during the spring and summer.

Oidium plantaginis *Oud.* Upon the leaves of *Plantago major* throughout Greece during the spring and summer.

Oidium quercinum *Thüm.* Upon the leaves of *Quercus sp.* throughout Greece during the spring and summer.

Oidium tabaci *Contr.* Upon the leaves of *Nicotiana tabacum* throughout Greece during the spring and summer.

Oidium Tuckerii *Berk.* Upon the leaves of *Vitis vinifera* throughout Greece during the summer.

ASPERGILLEAE

Sterigmatocystis niger *Van Tiegh.* Upon the bulbs of *Allium cepa*, the fruits of *Citrus limonia, C. aurantium, Ficus carica, Fraga-*

ria vesca and the capsules of *Gossypium sp.* the fruits of *Vitis vinifera* saprophytically throughout Greece during the summer and all other seasons provided conditions for growth are favorable.

Penicillium digitatum *(Fr.) Sacc.* Upon the fruits of *Citrus limonia* throughout Greece during all the seasons of the year.

Penicillium italicum *Weh.* Upon the fruits of *Citrus limonia C. aurantium* and generally upon all citrus fruits throughout Greece during all the seasons of the year.

VERTICILLIAE

Verticillium albo-atrum *Reinke and Berthold.* Upon the roots and in the vascular bundles of *Gossypium sp., Hibiscus esculentus* and *Solanum tuberosum* throughout Greece during the spring and summer.

FAM. MONILIACEAE-DIDYMOSPORAE

Cephalosporium roseum *Cda.* Upon the fruits of *Pirus malus* throughout Greece during the summer.

FAM. MONILIACEAE-PHRAGMOSPORAE

Ramularia cynarae *Sacc.* Upon the leaves of *Cynara scolymus* throughout Greece during the spring.

FAM. DEMATIACEAE-DIDYMOSPORAE

CYCLOCONIUM

Cycloconium oleaginum *Cast.* Upon the leaves of *Olea Europea* around the Island of Kerkira during the summer of 1936.

CLADOSPORIUM

Cladosporium carpophilum *Thüm.* Upon the leaves and especially the fruits of *Prunus armenica, P. persica* throughout Greece during the summer.

Cladosporium citri *Mas.* Upon the stems of *Citrus limonia* throughout Greece during the spring, summer and fall.

Cladosporium cucumerinum *E. and A.* Upon the leaves of *Cucumis pepo* and *Cucumis sativus* throughout Greece during the summer.

Cladosporium herbarum *(Pers.) Link.* Upon the leaves and spikes of *Avena sativa, Hordeum vulgare, Triticum vulgare, Lycopersicum esculentum* throughout Greece during the summer and fall.

FUSICLADIUM

Fusicladium eriobotryae *Cav.* Upon the leaves and fruits of *Eriobotrya japonica* throughout Greece during the spring.

Fusicladium dendriticum *(Wallr.) Fuck.* Upon the leaves and fruits of *Pirus malus* throughout Greece during the spring and summer.

Fusicladium depressum *(B. and Br.) Sacc.* Upon the leaves of *Petroselinum sativum* around Paleon Phaleron, Athens, during the fall of 1936.

Fusicladium pirinum *(Lib.) Fuck.* Upon the leaves and fruits of *Pirus communis* throughout Greece during the spring and summer.

STIGMINA

Stigmina platani *(Fuck.) Sacc.* Upon the leaves of *Platanus orientalis* around Zagora during the summer of 1936.

FAM. DEMATIACEAE-PHRAGMOSPORAE

Helminthosporium sativum *Pammel, King and Bakke.* Upon the leaves of *Triticum vulgare* around Athens during the summer of 1937.

Spondylocladium atrovirens *Harz.* Upon the tubers of *Solanum tuberosum* around Athens, during the fall of 1937.

FAM. DEMATIACEAE-DICTYOSPORAE

MACROSPORIUM

Macrosporium sp. *Fries.* Upon the leaves of *Cucumis sativus Ficus carica, Hordeum vulgare, Cucumis pepo* throughout Greece during the summer.

Macrosporium parasiticum *Thüm.* Upon the leaves of *Allium cepa* and *Allium porum* throughout Greece during the spring.

Macrosporium solani *Ell. et Mart.* Upon the leaves of *Lycopersicum esculentum, Solanum tuberosum* throughout Greece during the spring and summer.

ALTERNARIA

Alternaria brassicae *(Berk.) Sacc.* Upon the leaves of *Brassica oleracea* around Paleon Phaleron during the fall of 1936.

Alternaria sp. Upon the leaves and stems of *Citrus limonia, Citrus aurantium* and *Olea Europea* throughout Greece during the fall, spring and summer.

Alternaria violacea *G. and D.* Upon the leaves of *Viola odorata* around Athens during the spring of 1937.

Alternaria vitis *Cavara.* Upon the leaves of *Vitis vinifera* throughout Greece during the fall.

FAM. TUBERCULARIACEAE - MUCEDINEAE - PHRAGMOSPORAE

FUSARIUM

Fusarium sarcochroum *(Desm.) Sacc.* Upon the stems of *Citrus limonia* around Nauplion during the summer of 1934.

Fusarium sp. *Link.* Upon the roots of *Hibiscus esculentus, Solanum tuberosum* throughout Greece during the spring and summer.

Fusarium lycopersici *Sacc.* Upon the roots and into the vascular bundles of *Lycopersicum esculentum* around Argos during the summer of 1933.

Fusarium niveum *E. F. Sm.* Upon the roots and within the vascular bundles of *Cucumis melo* and *Cucumis pepo* around Argos during the summer of 1934.

Fusarium vasinfectum *Atk.* Upon the roots within the vascular bundles of *Gossypium sp.* around Lake Copais and Levadea during the summer of 1933.

MYCELIA STERILIA

Rhizoctonia croccorum *(Pers.) D.C.* Upon the roots of *Medicago sativa* around Eupalion during the summer of 1938.

Rhizoctonia solani *Kühn.* Upon the tubers and stems of *Solanum tuberosum* throughout Greece during the summer.

LITERATURE CITED

[1] *Politis, J.* 1935. Champignons nouveaux récoltés en Attique. Extrait des Praktika de l'Academie d'Athènes, 10, p. 265.

[2] *Sarejanni, J. A.* 1935. Annales de l'Institut Phytopathologique Benaki. Année 1, Fascicule 2. Kifissia Athens.

[3] *Sarejanni, J. A.* 1936. Annales de l'Institut Phytopathologique Benaki. Année 2, Fascicule 1. Kifissia, Athens.

UN CAS D'ATTAQUE DU POIS PAR LE *CYLINDROSPORIUM PISI BERGER*

par

D. G. ZACHOS

La première quinzaine du mois de mars 1953, nous avons eu l'occasion de visiter les cultures de pois des localités de Markopoulo, Koropi et Kalyvia en Attique. Ces cultures, qui au moment de notre visite se trouvaient en fleurs et avaient même formé les premières gousses, étaient attaquées par l'*Ascochyta pisi Lib.* Le parasite favorisé par les facteurs météorologiques de l'hiver et du début du printemps, avait causé des pertes importantes.

Dans un grand nombre de champs les dégâts étaient encore plus accentués à cause de la présence, à coté de l'*Ascochyta pisi,* d'un autre champignon, le *Cylindrosporium pisi Berger,* qui fut déjà trouvé et décrit au Maroc par Berger (1) et que l'on observe pour la première fois en Grèce.

Le *Cylindrosporium* en question avait attaqué les feuilles en y provoquant des taches anguleuses, se limitant entre les nervures principales, ayant une longueur de 5 à 10 mm et une couleur qui évoluait du gris-verdâtre au brun-clair ou jaune (fig. 1). Ces taches se présentaient sur les deux faces de la feuille; en confluant elles arrivaient à occuper toute la surface du limbe qui finalement se desséchait complètement. L'attaque se manifestait principalement sur les feuilles de la base en causant leur mort, mais on les trouvait aussi sur celles du sommet.

Nous n'avons pas pu observer des taches de *Cylindrosporium* sur les tiges. Il est possible que celles-ci fussent masquées par les taches très étendues de l'*Ascochyta pisi* qui avait sérieusement endommagé les tiges (Fig. 2).

Les acervules du parasite avaient été formés en abondance sur les taches. Ils sont visibles même à l'œil nu comme des petits points jaune-bruns ou noirs. Sur les feuilles complètement desséchées, les fructifications s'étendaient sur toute la surface (Fig. 3).

Les acervules ont une forme ronde ou elliptique et des dimensions de 90 à 360 μ (en moyenne 270 μ). De ceux-ci, à la suite de la désorganisation de la pellicule épidermique, s'échappent les spores enrobées dans une matière visqueuse, couleur de miel, qui en se desséchant forme une espèce de proéminence conique.

Les spores sont hyalines, allongées, cylindriques, réctilignes, ou légèrement recourbées, arrondies aux extrémités. Elles sont unicellulaires, bicellulaires, tricellulaires et tetracellulaires dans la proportion, respectivement, de 17 p. 100, 55 p. 100, 25 p. 100 et 3 p. 100.

Les dimensions des spores sont 20 - 58 x 2,5 - 4 μ (en moyenne 42 x 3 μ; la majorité des spores (70 p. 100), dans notre cas du moins, étaient de 36 - 50 x 3 μ.

Berger, en décrivant cette maladie au Maroc, mentionne que les premières attaques du champignon se manifestent un peu après la levée, vers le mois de novembre, se multiplient pendant l'hiver en se généralisant aux mois de février et mars.

Étant donné que nous n'avons pas pu suivre l'évolution de la maladie depuis ses premiers stades, nous sommes dans l'impossibilité de savoir à quelle époque exactement elle s'est manifestée dans les localités en question ni si elle a précédé ou suivi l'attaque de l'*Ascochyta pisi*. L'hiver 1952-53 fut particulièrement humide. La hauteur des précipitations dans la région où s'est manifestée la maladie était de 78 mm pour le mois de novembre, 129 mm pour le mois de décembre, 107 mm pour le mois de janvier, 12 mm pour le mois de février et 47,5 mm pour le mois de mars. La température mensuelle moyenne était respectivement de 15, 13, 9, 10 et 9° C.

L'association du *Cylindrosporium pisi* avec l'*Ascochyta* aussi bien dans notre cas que dans ceux observés par Berger au Maroc, pourrait conduire à l'hypothèse que le premier champignon est un parasite de faiblesse, se présentant sur les plantes déjà affaiblies par l'attaque de l'*Ascochyta*.

BIBLIOGRAPHIE

[1] *Berger G.* Un nouveau parasite du pois observé en Chaouia (Maroc). Rev. de Path. Vég. et d'Ent. Agr. de France, tome XXV, pp. 239-243, 1938.

Fig. 1. Taches de *Cylindrosporium pisi* sur une feuille de pois.

Fig. 2. Sur les feuilles taches du *Cylindrosporium pisi;* la flèche montre une tache *d'Ascochyta pisi* sur la tige.

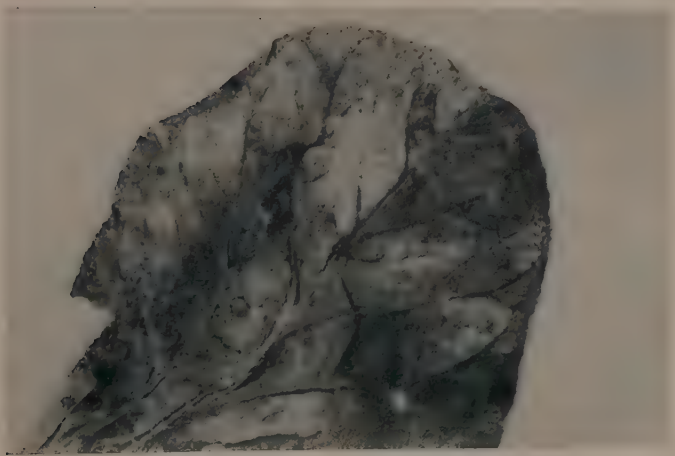

Fig. 3. Fructifications du *Cylindrosporium pisi* se présentant comme des petits points sur la feuille attapuée.

THE FOOT ROT OF PISTACHIO TREE *(PISTACIA VERA L.)*

V. KOUYEAS

OF THE PLANT PATHOLOGY LABORATORY,
AGRICULTURAL COLLEGE OF ATHENS

In August 18th 1951, we had the opportunity to observe a case of sudden wilt of a Pistachio tree growing under irrigation in a garden near Athens. The new foliage of this tree in the spring of 1951 appeared slightly chlorotic, its annual growth was suppressed and it had set heavily.

The wilting was completed within two days, and the foliage remained in place yellow and dry (fig. 1).

The period during which the wilt occured was one of the warmest of that summer.

As it is usual in Greece the tree was grafted on *Pistacia terebinthus* stock (*) and the grafting point was burried 15 cm under the surface of the soil.

The most remarkable symptom was the secretion of resin in large quantities from the lower part of the trunk. Resins had imbibed the bark and had spread on the soil below.

The cambium in the damaged regions was black, soaked in resins (fig. 2). The same discoloration was found on the surface of the wood but did not extend far inward.

The discolorated tissues encircled the trunk and extended on one side up to 60 cm over the surface of the soil leaving all the stock tissues healthy.

(*) As a stock for *P. vera* is usually used a species of the genus *Pistacia* that is cultivated in the Island of Chios for its small edible nuts. This tree by some authors is referred as *P. palaestina* (Γενναδίου Ν.: Φυτολογικὸν Λεξικόν, Ἀθῆναι 1914), while by others (Rechinger, K. H.: Flora Aegea, Wien 1943; Diapoulis Ch.: Synopsis Florae Graecae, vol. II, Athens 1948) is considered to belong to the species *P. terebinthus L.* We prefere to use the last binomial.

In the wood no symptoms of hadromycosis or wood-rots could be observed.

***

About the pistachio-tree diseases very little is known.

Anagnostopoulos (1,2) under the name "blackening of the trunk and roots„ describes an hadromycosis of Pistachio tree due to *Fusarium sp.* and *Verticillium sp.*

It is noteworthy mentioning that the symptoms described by the above author and the figures published, do not differ remarkably from the symptoms given by us.

Sarejanni (5) states that possibly the pistachio-tree wilt is caused by a *Phytophthora* (*).

***

This case of Pistachio foot-rot reminds one of the brown rot gummosis of Citrus or the ink disease of chestnut. In these diseases as well as in our, the damage is restricted to the cambium. As far as we know, no other pathogens have such a preference for the cambium tissues as Phytophthoras have. This preference made Sarejanni (6) think that the name *cambivora* given by Petri for his chestnut Phytophthora could fit very well to every species of the genus.

For all these and having in mind Sarejanni's supposition about the cause of the disease we investigated this case with the suspicion that possibly a *Phytophthora* was related to it.

The mycelium of the Phytophthoras, when parasitic, remains alive only for a short time, and living hyphae can be found only at the margins of the invaded areas (4, 6). This is a cause rendering their isolation difficult. However the difficulties increase when the invasion is accompanied by gum or by resin secretion, for it has been observed (5) that on artificial agar media these substances exert an inhibitional effect on Phytophthoras growth. To overcome these difficulties we made our isolations only from those areas, in which living mycelium was observed after microscopical examination of free hand sections. The observed mycelium was coenocytic, about

(*) In a talk I had with Prof. Sarejanni, he told me that in 1935 he had isolated a Phytophthora-like fungus from a wilted Pistachio-tree but unfortunately he had not the opportunity to identify it.

6 μ in diameter, and was found only in the cambium region of the lower margin of the diseased area.

Besides the isolations in test tubes, small pieces of the diseased tissues were transferred to Petri-dishes containing tap-water in a depth insuficient to cover them completely. After 36 hours, under the low power objective of the microscope, there could be seen, growing out of the plant tissues, a mycelium bearing the characteristic papillate sporangia of some Phytophthoras. The isolated fungus folowing Tucker's taxonomy (7) was identified as *Phytophthora parasitica Dastur, var. macrospora Ashby.*

The amphigynous oogonia, 29.20 μ in diameter (max. 33.88 min. 24.64) with oospores measuring 26.8 μ diam. were produced in abundance on two months old oat meal agar cultures.

Papillate sporangia measuring 29.50 × 23.90 μ (max. 47.74 × 49.58 min. 15.40 × 12.42) and chlamydospores 30.80 μ in diameter, were produced easily on every medium tested.

Our fungus made a growth of 4 mm in diameter on corn meal agar incubated at 35° C for 4 days.

* * *

Inoculation tests were made on the following dates:

1) 15th April 1952
2) 5th May 1952
3) 2nd June 1952
4) 28th June 1952

The mean air temperatures during these months were: for April: 16°.1 C, for May: 19°.40 C, for June: 23°.70 C and for July: 25°.90 C.

In every inoculation test, three plants growing in pots were used. These were the following.

1) *P. vera* one year old grafted on *P. terebinthus.* The inoculations were made slightly above the grafting point.

2) *P. terebinthus* one year old. The inoculations were made slightly above the soil surface.

3) *P. terebinthus* seedling, a few months old. The inoculations were made slightly above the soil surface.

P. terebinthus seedlings were used only in the second, third and fourth inoculation tests. The inoculations were made after wounding and the inoculum was covered with petrolatum. Inoculums were always taken from actively growing cultures.

On *P. vera* the inoculation of April and May gave positive results. In these cases the plants wilted within two weeks (figs. 3, 4).

Resin secretion was externally visible only when the plants were about to wilt. The cambium of the wilted plants was black, in the invaded region, but this discoloration did not exceed the grafting point, leaving the stock tissues absolutely healthy (fig. 5).

Reisolations from the wilted plants yielded the same Phytophthora.

The third and fourth inoculations on *P. vera,* made during June 1952, gave negative results. In these cases some drops of resin appeared on the wound on the third day after inoculation. The inoculation wounds in these cases were healed within 20 days.

All the inoculations made on *P. terebinthus* gave negative results, and the inoculation wounds were healed within 20 days. Resin secretion on the wounds was observed only at the inoculations made in June.

***

In our opinion, the negative results of the inoculation made on *P. vera* during June 1952, when the mean air temperature was about 24° C, can not be attributed to the unfavorable influence of high temperatures on the fungus activities, as it is known that the optimum growth temperature for *P. parasitica* in culture is about 32° C (7) and the fungus can infect other hosts at these temperatures.

The failure of infection must be attributed to the ability of the plant to secrete during the summer periods resins in greater quantities.

In the text books of plant physiology we could not find any reference on the influence of temperature on resin or gum secretion in the various plants. From practice it is however known that resins useful for industrial purposes are yielded from some trees or bushes *(Pinus halepensis, Pistacia lentiscus)* only during the hot summer period from July to September. In these cases resin secretion, which is known to be a non specific reaction, is stimulated by wounding the trunk and branches of these plants. During the remainder period of the year these plants have not the ability to yield resins at least in considerable amounts.

These seasonal variations in resin or gum fluxes if carefully studied could perhaps help us in understanding some facts related to some diseases of the trees who have the ability to secrete these substances.

Perhaps the seasonal variation of resistance of plum trees to *Stereum purpureum* (3) can be attributed to the seasonal variation in gum secretion.

The pistachio tree wilt, and some other similar diseases as the wilt of stone-fruit trees is probably the result of an acute water privation, due to a mechanical distortion of the water conductive system. The foliage withers with the rapidity and manner of a fellen tree. The mechanism of these wilts is not clear. It is not known if the water privation is due to a damage and blockage of the wood vessels by the pathogen itself, or to the blockage caused by the great amounts of gums or resins secreted by the plants under the pathogen's influence (5). It is however very well known that these wilts occur usually during the hotest summer months. This can be explained by the fact that these are for the plants the periods of their greatest need of water.

Could the observation that the wilt occurs during the periods of the maximum capacity for resin or gum secretion, probably help us in understanding the mechanism of their wilting?

Sarejanni (5) cites that in a stone-fruit orchard, twenty trees wilted suddenly two days after an irrigation. From these trees were isolated *Phytophthora cactorum* and *Verticillium albo-atrum*.

Can these simultaneous wiltings be explained if one has in mind how much the gums swell when they absorb water?

An argument helping in attributing the wilting to the blockage of the water conducting vessels by gum accumulation is Sarejanni's observation that some longitudinal incisions, made on the trunk of some trees which were about to wilt, accompanied by pruning, helped them to overcome the disease, after a quantity of gum had flown from these incisions.

***

From the above mentioned results of the inoculation tests the following can be concluded:

1. The described foot rot of Pistachio tree is caused by *Phytophthora parasitica Dastur*. It is possible that also other members of the same genus can cause a similar disease. In the Review of Applied Mycology and in Tucker (7) we could not find amongst the hosts of *P. parasitica* the pistachio tree. This must be considered as a new host for that fungus.

2. *Pistacia terebinthus L.*, which in Greece is the usual stock for *P. vera*, is immune to the attack of *P. parasitica*.

3. Infection of *P. parasitica* on *P. vera* does not take place during the warm summer months, because of the capacity of the host to secrete, during this season, great quantities of resin.

***

To control the disease we recomend the same treatments which Fawcett (4) gives for the control of brown rot gummosis of citrus.

That is mainly to use, in new plantations, as stock, *P. terebinthus* budded high.

To prevent the establishment of the disease where the above measure has not been taken, the following are recomended:

1. Avoid the irrigation water to come in contact with the trunk.

2. Avoid wounding of the trunk.

3. Protective swearings must be made every spring either with Bordeaux or Copper-Zinc paste.

4. In trees which are already attacked, the diseased portion of the trunk must be scraped off carefully and the wound smeared with the above mentioned pastes.

All the control measures given above for old plantations are also recomended by Anagnostopoulos, who mentions especially the last one as giving excellent results (1, 2).

***

I would like finally to express my sincere thanks to Professor J. Sarejanni, Head of the Plant Pathology Laboratory, Agricultural College of Athens, Greece and to Mr. C. Catsimbas, Assistant Lecturer, of the same Laboratory, for their advice and help throughout this work.

LITERATURE CITED

[1] *Anagnostopoulos P.* The Pistachio nut-tree in Greece. Athens 1936 (in Greek with English summary).

[2] *Anagnostopoulos P.* The enemies of fruit trees. Athens 1939 (in Greek).

[3] *Buttler, Sir E. J.* and *Jones S. G.* Plant Pathology. Macmillan, 1949.

[4] *Fawcett, H. S.* Citrus Diseases and their Control. McGraw Hill, 1936.

Fig. 1. Wilted Pistachio tree. Note the light colour of the wilted foliage.

Fig. 2. The trunk of the tree of fig. 1 showing the black discoloration of the cambium region. The bark has been removed.

Fig. 3. One year old pistachio tree grafted on *P. terebinthus*, the day of inoculation.

Fig. 4. The tree of fig. 3, 14 days after inoculation. Note the light (yellow) colour of the wilted leaves.

Fig. 5. The trunk of the tree of figs. 3 and 4, after the bark has been removed. Note the cambium discoloration of the scion, which do not extend down to the stock.

Upper dart: The inoculation point.
Lower dart: The grafting point.

[5] *Sarejanni J.* L'apoplexie des arbres fruitiers des environs d'Athènes. Ann. Inst. Phyt. Benaki, 1935, 1, 3, pp. 45-50.

[6] *Sarejanni J.* La pourriture du collet des Solanées cultivées et la classification du genre Phytophthora. Ann. Inst. Phyt. Benaki, 1936, 2, 1, pp. 35-52.

[7] *Tucker C. M.* The taxonomy of the genus Phytophthora de Bary. Mo. Agr. Exp. Sta. Res. Bull. 153, 1931.

[8] *Tuker C. M.* The distribution of the genus Phytophthora. Mo. Agr. Exp. Sta. Res. Bull. 184, 1933.

CATALOGUE COMMENTÉ DES CHAMPIGNONS ET VIRUS RENCONTRÉS SUR LES PLANTES CULTIVÉES EN GRÈCE

par

D. G. ZACHOS

ASCOMYCÈTES

DISCOMYCETES

Sclerotinia minor *Jagger.* Sur le collet des plantes de pomme de terre provenant du Centre de Production de Semences de Parnon (Péloponnèse).

PYRENOMYCETES

Ophiobolus graminis *Sacc.*:

1. Sur blé à Graniti Rodopis, Karditsa, Thessalonique et l'île de Thira.

2. Sur orge à l'île de Thira.

Pleospora herbarum *(Pers. ex Fr.) Rabenh.*:

1. Sur feuilles de Nerium oleander L. à Kifissia.

2. Sur les graines de pois-chiche (Cicer arietinum L.) à Gortina en Crète.

Rosellinia necatrix *Prill.* Sur racines de Rhamnus sp. à Athènes.

BASIDIOMYCÈTES

USTILAGINALES

Sphacelotheca sorghi *(Link.) Clint.* Sur sorgho à Jannina.

UREDINALES

Puccinia malvacearum *Mont.* Sur feuilles d'Althaea sp. à Kopaïs

FUNGI IMPERFECTI

SPHAEROPSIDALES

Macrophomina phaseoli *(Maubl.) Ashby.*:

1. Forme à sclérotes sur plantules de pin provenant des pepinières d'essences forestières à Alexandroupolis et à Sitia en Crète.

2. Forme à sclérotes sur racines de jeunes amandiers à Rhodes.

3. Forme à sclérotes sur racines et tiges de *Hibiscus esculentus L.* à Palaiocastron dans l'île de Samos.

4. Forme à sclérotes sur racines d'haricot à Boyati en Attique et à l'île de Tinos.

5. Forme à sclérotes sur plantules de Cyprès provenant des pepinières d'essences forestières à Sitia en Crète.

6. Forme à sclérotes sur racines de *Citrullus vulgaris* Schrad. dans la région de Trifillia. Dégâts très sérieux.

Phomopsis phaseoli *Grove.* Sur tige de Soja à Jannina.

Phyllosticta opuli *Sacc.* Sur feuilles de *Viburnum sp.* à Kifissia.

Septoria apii-graveolentis *Dorogin.* Sur feuilles de céleri à Artaki de l'île d'Eubée et à Atalanti. Dégâts sérieux.

MELANCONIALES

Cylindrosporium pisi *Berger.* Sur feuilles de pois à Marcopoulo en Attique.

HYPHOMYCETALES

Cladosporium cucumerinum *Ellis & Arth.* Sur les fruits de concombre à Kavalla.

Cladosporium herbarum *Link ex Fr.* Sur feuilles de vigne à l'île de Kos.

Helminthosporium teres *Sacc.* Sur feuilles d'orge à l'île de Thira.

Macrosporium sp. Sur feuilles de poireau à Aghia.

Rhynchosporium sp. Sur feuilles d'orge à Gortina en Crète.

Spondylocladium atrovirens *Harz.* Sur des tubercules de pomme de terre en Messenie (Péloponnèse).

Trichothecium roseum *Link ex Fr.* Sur pommes provenant de Vitine (Péloponnèse).

Verticillium albo-atrum *Reinke & Berth.* Sur Artichaut à Nauplie.

MYCELLA STERILIA

Rhizoctonia crocorum *D.C. ex Fr.*:

1. Sur racines de Crocus sp. à Kozani.
2. Sur racines de trèfle à Verria.
3. Sur des tubercules de pomme de terre Vermion.

Rhizoctonia solani *Kühn.*:

1. Sur plantes de tomate à l'île de Lesbos et à Nauplie.
2. Sur les racines et le collet de Chou à Pergilla (Argolide).
3. Sur racines et collet de petit-pois à Avlon en Attique.
4. Sur racines de blé à Astros de l'Argolide.
5. Sur racines de peuplier.
6. Sur plantules de *Pinus bractia* à Daphni en Attique.

Sclerotium rolfsii *Sacc.*:

1. Sur des betteraves fouragères à Patras.
2. Sur des plantes d'aubergine à la plaine de Scoutari de l'île de Lesbos. Très fréquent.

VIRUS

Cucumis virus I. Sur *Cucumis melo* aux environs de Chalkis à l'île d'Eubée. Dégâts très graves ayant anneanti la production.